













Die  
**Pilzparasitären Krankheiten**  
der Pflanzen

VON

**Dr. A. B. Frank**

Professor an der königl. landwirthschaftlichen Hochschule in Berlin

Mit 96 in den Text gedruckten Abbildungen



**Breslau**

Verlag von Eduard Trewendt  
1896.

Das Recht der Übersetzung bleibt vorbehalten.

## Vorwort zur zweiten Auflage.

Dem Vorworte, mit welchem ich den ersten Band der neuen Auflage meines Handbuches der Öffentlichkeit übergeben habe, hätte ich einige Bemerkungen hinzuzufügen, welche sich speziell auf den gegenwärtig erscheinenden zweiten Band beziehen.

Die Lehre von den parasitären Krankheiten ist jedenfalls derjenige Teil der Pflanzenpathologie, welcher in den letzten Jahrzehnten die größten Fortschritte aufzuweisen und seinen Umfang am meisten vergrößert hat. Was speziell die Zahl der parasitischen Pilze anlangt, so ist es jetzt schon fast zur Unmöglichkeit geworden, dieselben in einem Werke von bescheidenem Umfange vollständig aufzuführen. Dennoch habe ich getreu dem Principe, in meinem Buche nicht nur die Krankheiten der Kulturpflanzen, sondern diejenigen der gesamten Pflanzenwelt zu behandeln, auch diejenigen parasitischen Pilze mit aufgenommen, welche auf den wildwachsenden Pflanzen bis jetzt aufgefunden worden sind. Nur mußte ich hier die Beschränkung eintreten lassen, daß nur die in den europäischen Ländern beobachteten Pilze berücksichtigt wurden. Bezüglich der außereuropäischen Länder sind nur die auf Kulturpflanzen auftretenden Pilze behandelt worden. Eine Ausdehnung auf die ausländischen wildwachsenden Pflanzen hätte den Umfang des Werkes, der ohnehin schon mehr als geplant war, gewachsen ist, noch um ein Bedeutendes vergrößert, ohne daß dadurch wohl den Zwecken des Buches wesentlich gedient worden wäre. Wer Interesse dafür hat, die ungeheuren Listen der Schmarazerpilze, die in den letzten Jahren in außereuropäischen Ländern gesammelt worden sind, einzusehen, hat dazu in Saccardo's großem Sammelwerke Sylloge Fungorum und in den jüngsten botanischen Jahresberichten Gelegenheit.

Bei der Aufzählung und Beschreibung der zahlreichen neuen Pilze, welche durch die verschiedensten Beobachter in den letzten Jahrzehnten

#### Vorwort

ant geworden sind, habe ich mich selbstverständlich an die von jenen Nachtern gemachten Angaben halten müssen, wenigstens in allen einigen Fällen, wo mir selbst über die betreffenden Pilze keine eigenen Beobachtungen zur Verfügung stehen; hier habe ich objektiv ganz allein den betreffenden Autoren das Wort gelassen, ohne damit sagen zu wollen, daß ich in jedem Falle für dieselben eintreten könnte. Es bezieht sich das insbesondere auf viele der neu aufgenommenen Pilzformen, welche aus Saccardo's Sylloge Fungorum entlehnt worden sind. Es fehlt bis jetzt noch fast gänzlich an einer kritischen Bearbeitung der zahlreichen neuen Pilzformen, deren Beschreibungen in diesem verdienstlichen Werke freilich zunächst nur compilatorisch zusammengestellt worden sind.

Die Bearbeitung des vorliegenden Bandes hat längere Zeit in Anspruch genommen. Es war daher auch nicht möglich, die neuen literarischen Erscheinungen der allerletzten Jahre mit zu berücksichtigen; insbesondere konnte das meiste, was seit 1893 erschienen ist, nicht mehr benutzt werden.

Berlin, im Juli 1895.

Der Verfasser.

## Inhaltsverzeichnis.

	Seite
I. Abschnitt. Parasitische Pilze . . . . .	1
Einleitung . . . . .	1
1. Kapitel. Monaxinen . . . . .	12
2. Kapitel. Spaltpilze oder Bakterien . . . . .	19
3. Kapitel. Chytridiaceen. . . . .	33
4. Kapitel. Saprolegniaceen . . . . .	48
5. Kapitel. Peronosporaceen . . . . .	51
I. Phytophthora . . . . .	52
II. Peronospora . . . . .	70
III. Pythium . . . . .	86
6. Kapitel. Protomycetaceen . . . . .	92
7. Kapitel. Brandpilze (Ustilagineen) als Ursache der Brandkrankheiten . . . . .	94
I. Ustilago . . . . .	109
II. Cintractia . . . . .	116
III. Tilletia . . . . .	117
IV. Cordalia . . . . .	120
V. Schizonella . . . . .	120
VI. Schröleria . . . . .	120
VII. Paipalopsis . . . . .	121
VIII. Urocystis . . . . .	121
IX. Sorosporium, Thecaphora, Tolyposporium . . . . .	123
X. Tubercinia . . . . .	126
XI. Sphaelotheca . . . . .	126
XII. Graphiola . . . . .	127
Anhang. Die zu den Ustilagineen gehörenden, aber pathologisch abweichenden Parasiten . . . . .	127
8. Kapitel. Rostpilze (Uredinaceen) als Ursache der Rostkrankheiten . . . . .	131
I. Uromyces . . . . .	139
II. Puccinia . . . . .	147
III. Uropyxis . . . . .	171
IV. Rostrupia . . . . .	171
V. Chrysospora . . . . .	171
VI. Diorchidium . . . . .	171
VII. Triphragmium . . . . .	172
VIII. Spacrophragmium . . . . .	172
IX. Phragmidium . . . . .	172



## Inhaltsverzeichnis

X. Gymnosporangium der Coniferen und die Bitterrost	176
der Kernobstgehölze	
XI. Coleopneecima	184
XII. Ravenelia	185
XIII. Cronartium	185
XIV. Alveolaria	186
XV. Trichospora	186
XVI. Chrysomyxa	187
XVII. Coleosporium	192
XVIII. Melampsora	196
XIX. Calyptospora	206
XX. Endophyllum	207
XXI. Puccinosira	207
XXII. Folierte Uredo- und Aecidienformen	208
A. Uredo	208
B. Aecidium	209
C. Caeoma	214
D. Hemileia	215
9. Kapitel. Die durch Hymenomyces verursachten Krankheiten	216
A. Exobasidium	216
B. Aureobasidium	218
C. Hypochaeris	219
D. Die größeren, auf Bäumen schwarzen Schwämme	220
I. Trametes	221
II. Polyporus	228
III. Daedalea	233
IV. Hydnum	233
V. Thelephora	234
VI. Stereum	235
VII. Corticium	236
VIII. Agaricus melleus	236
IX. Die Agaricineen der Herenringe	240
10. Kapitel. Gymnoasci	241
Taphrina	242
11. Kapitel. Erysipheae, Mehltauartige	250
I. Podosphaera	259
II. Sphaerotheca	259
III. Phyllactinia	260
IV. Uncinula	260
V. Pleochaeta	261
VI. Microsphaera	262
VII. Erysiphe	263
VIII. Erysiphella	265
IX. Saccardia	265
X. Oidium-Formen	265
12. Kapitel. Perisporiaceae	269
I. Capnodium	270
II. Meliola	276
III. Dimerosporium	277
IV. Asterina	277
V. Thielavia	278
VI. Apiosporium	279
VII. Lasiobotrys	280
VIII. Perisporienartige Pilze, welche bisher nur nach ihren Conidienformen bekannt und benannt sind	280

# Inhaltsverzeichnis

IX

13. Kapitel. Pyrenomyces . . . . .	283
A. Sceleropyrenomyces . . . . .	284
I. Coleroa . . . . .	284
II. Stigmataea . . . . .	285
III. Trichosphaeria . . . . .	285
IV. Herpotrichia . . . . .	286
V. Acanthostigma . . . . .	286
VI. Rosellinia . . . . .	286
VII. Cucurbitaria . . . . .	287
VIII. Plowrightia . . . . .	288
IX. Gibbera . . . . .	289
B. Cryptopyrenomyces . . . . .	289
I. Pleospora . . . . .	290
II. Leptosphaeria . . . . .	301
III. Didymosphaeria . . . . .	305
IV. Venturia . . . . .	305
V. Gibellinia . . . . .	306
VI. Ophiobolus . . . . .	306
VII. Dilophia . . . . .	307
VIII. Spaerella und Laestadia . . . . .	308
IX. Physalospora . . . . .	314
X. Arcangelia . . . . .	314
XI. Hypospila . . . . .	314
C. Schwärzartige Pyrenomyces, von denen nur Conidien bekannt sind . . . . .	314
I. Cladosporium . . . . .	315
II. Helminthosporium . . . . .	316
III. Heterosporium . . . . .	317
IV. Sporidesmium und Clasterosporium . . . . .	318
V. Alternaria . . . . .	319
VI. Fusariella . . . . .	320
VII. Brachysporium . . . . .	320
VIII. Dendryphium . . . . .	320
IX. Macrosporium . . . . .	320
X. Napicladium . . . . .	321
XI. Zygodermis . . . . .	321
XII. Acrosporium . . . . .	322
XIII. Haplobasidium . . . . .	322
XIV. Acladium . . . . .	322
XV. Fusicladium . . . . .	323
XVI. Mortiera . . . . .	327
XVIII. Steirochacte und Colletotrichum . . . . .	328
D. Pyrenomyces, welche Blattfleckenkrankheiten verursachen und nur mit conidientragenden Fäden fruchtifizieren, die in sehr kleinen farblosen oder bräunlichen Büscheln allein aus den Spalt- öffnungen hervortreten . . . . .	329
E. Pyrenomyces, welche nur in der Conidienfruchtifikation be- kannt sind von der Form eines kleinen, meist lager- oder polsterförmigen, seltener stiel förmigen Stromas, welches aus der Oberfläche der Pflanzenteile hervorstößt . . . . .	356
I. Mastigosporium . . . . .	356
II. Fusisporium . . . . .	357
III. Fusarium, Phleospora und Endoconidium . . . . .	357
IV. Monilia . . . . .	360

V. Microstroma . . . . .	362
VI. Melanconium . . . . .	362
VII. Coryneum . . . . .	362
VIII. Dematophora . . . . .	363
IX. Graphium . . . . .	369
F. Pyrenomyces, welche nur in Conidienfrüchten in der Form von Phniden oder Spermogonien bekannt sind . . . . .	369
I. Gloeosporium und verwandte Formen . . . . .	370
II. Actinonema . . . . .	383
III. Phyllosticta . . . . .	386
IV. Phoma . . . . .	398
V. Sphaeronema . . . . .	407
VI. Chaetophoma . . . . .	407
VII. Asteroma . . . . .	407
VIII. Vermicularia . . . . .	408
IX. Discosia . . . . .	409
X. Leptothyrium und Sacidium . . . . .	410
XI. Cryptosporium . . . . .	411
XII. Melasmia . . . . .	411
XIII. Fusicoecum . . . . .	411
XIV. Ascochyta . . . . .	412
XV. Robillarda . . . . .	417
XVI. Septoria . . . . .	417
XVII. Brunchorstia . . . . .	435
XVIII. Stagonospora . . . . .	436
XIX. Coniothyrium . . . . .	437
XX. Diplodia . . . . .	438
XXI. Hendersonia . . . . .	439
XXII. Pestalozzia . . . . .	440
XXIII. Coryneum . . . . .	443
XXIV. Camarosporium . . . . .	443
G. Pyrenomyces, welche regelmäßig Perithezien bilden, die in einem in der Blattmasse gebildeten Stroma auftreten und durch geschlechtliche Befruchtung mittelst Spermatien, die aus voraus- gehenden Spermogonien kommen, entstehen . . . . .	443
I. Polystigma . . . . .	444
II. Gnomonia . . . . .	447
H. Dothideaceae . . . . .	454
I. Phyllachora und Dothidella . . . . .	454
II. Scirrhia . . . . .	457
III. Homostegia . . . . .	458
I. Chromopyrenomyces . . . . .	458
I. Epichloë . . . . .	458
II. Nectria . . . . .	461
III. Nectriella . . . . .	465
IV. Bivonella . . . . .	465
V. Hypomyces . . . . .	465
K. Pyrenomyces sclerotiblastae . . . . .	466
Claviceps . . . . .	467
14. Kapitel. Discomycetes . . . . .	474
I. Lophodermium . . . . .	475
II. Phacidium . . . . .	479
III. Schizothyrium . . . . .	480

IV. Rhytisma . . . . .	480
V. Cryptomyces . . . . .	483
VI. Pseudopeziza . . . . .	484
VII. Fabraea . . . . .	485
VIII. Keithia . . . . .	485
IX. Beloniella . . . . .	486
X. Dasyscypha . . . . .	486
XI. Rhizina . . . . .	488
XII. Sclerotinia . . . . .	488
XIII. Vibrissea . . . . .	513
XIV. Rösleria . . . . .	515
15. Kapitel. Ascomyceten, welche nur in der Myceliumform bekannt sind. Der Wurzelstäter, Rhizoctonia . . . . .	514
<b>II. Abschnitt. Schädliche Pflanzen, welche nicht zu den Pilzen gehören . . . . .</b>	<b>520</b>
1. Kapitel. Parasitische Algen . . . . .	520
2. Kapitel. Flechten und Moose an den Bäumen . . . . .	521
3. Kapitel. Phanerogame Parasiten . . . . .	522
I. Die Seide, Cuscuta . . . . .	523
II. Die Orobanchen-Arten . . . . .	528
III. Die Loranthaceen . . . . .	530
4. Kapitel. Gegenseitige Beschädigungen der Pflanzen . . . . .	533



## I. Abschnitt. Parasitische Pilze.

### Einleitung.

Im Reiche der Pilze giebt es eine sehr große Anzahl Arten, welche <sup>Lebensweise der</sup> Schmarotzer, Parasiten sind, d. h. auf lebenden Körpern anderer <sup>Pilze überhaupt.</sup> Organismen wachsen und ihre Nahrung aus den Bestandteilen des <sup>Schmarotzerpilze</sup> befallenen Körpers nehmen. Diese Ernährungsweise hängt mit der eigentümlichen Natur der Pilze zusammen. Pflanzen, welche wie die Pilze kein Chlorophyll besitzen, sind nicht der gewöhnlichen vegetabilischen Ernährung aus anorganischen Nährstoffen (Kohlensäure) fähig; ihre Nährstoffe müssen schon die Form von organischen Verbindungen haben. Sie bewohnen daher entweder leblose organische Körper oder Erte, wo dergleichen oder die Zersetzungsprodukte solcher vorhanden sind, und ernähren sich aus den organischen Verbindungen, die bei der Fäulnis oder Verwesung derselben gebildet werden; es sind Fäulnisbewohner oder Saprophyten. Oder sie siedeln sich auf den lebenden Körpern gewisser Pflanzen und Tiere an und zehren von deren Bestandteilen, sie sind Parasiten. Der Organismus, welcher von einem Parasit befallen wird, heißt dessen Wirt. Ist derselbe eine Pflanze, so wird er auch als die Nährpflanze des Schmarotzers bezeichnet. Wir finden nun fast bei allen pflanzenbewohnenden Schmarotzerpilzen, daß durch die Ansiedelung, die Ernährung und die Entwicklung des Parasiten, die auf Kosten der Nährpflanzen stattfinden, Störungen der Lebensprozesse verschiedener Art an der Nährpflanze hervorgebracht werden, die meistens den Charakter ausgeprägter Krankheiten haben. Über die ~~ursächliche~~ Beziehung der Schmarotzerpilze zu diesen Krankheiten

besteht im großen und ganzen heutzutage kein Zweifel mehr. Es steht fest, daß diese Pilze gleich andern Pflanzen durch selbst erzeugte Keime sich fortpflanzen, aus diesen wieder entstehen und durch ihre Entstehung und Entwicklung die krankhaften Veränderungen an ihrer Nährpflanze hervorbringen. Die unzweifelhafteste Beweisführung besteht in dem Gelingen des künstlichen Infektionsversuches: es werden die Keime (Sporen) des parasitischen Pilzes auf eine gesunde Pflanze gebracht, beziehentlich ein Gewebstück der kranken Pflanze, in welchem das Mycelium des Parasiten vorhanden ist, in eine gesunde Pflanze eingepflanzt; wenn nun die Sporen, beziehentlich das Mycelium hier zu einem neuen Pilz sich entwickeln, und wenn dadurch zugleich die charakteristische Krankheit an der Pflanze hervorgebracht wird, während andre unter sonst gleichen Verhältnissen gehaltene, gleich entwickelte Individuen derselben Pflanzenart Pilz und Krankheit nicht zeigen, so ist in streng exakter Weise die Infektionskraft des Pilzes bewiesen. Für viele pilzliche Infektionskrankheiten der Pflanzen besitzen wir solche Beweise, für zahlreiche andre freilich noch nicht. Es soll im folgenden überall hervorgehoben werden, wo dieses bereits der Fall ist. Für die andern Parasiten darf das gleiche Verhältnis angenommen werden, wenn folgende Umstände gegeben sind, die uns als Wahrscheinlichkeitsgründe einzuwirken genügen können. Jede von einem Parasiten erzeugte Krankheit ist ausnahmslos von demselben begleitet. Das erste Auftreten des Pilzes geht den pathologischen Veränderungen voraus; denn wenn man das Gewebe an der Grenze der kranken Stelle und des noch gesunden Teiles der Pflanze untersucht, so sieht man gewöhnlich diejenigen Zellen, welche eben erst von den Myceliumfäden des Pilzes erreicht worden sind, noch gesund, und erst diejenigen getötet, welche schon länger den Einflüssen des Parasiten ausgesetzt waren. Der Pilz greift also über den wirklich erkrankten Teil hinaus und die Erkrankung folgt seiner Ausbreitung erst nach. Dadurch ist zugleich die von Manchen gehegte Meinung widerlegt, daß diese Pilze nicht die Ursache, sondern nur sekundäre Begleitercheinungen der Krankheiten seien, wie dies nur bei den eigentlich saprophyten Pilzen zutrifft, von denen sich viele erst an schon erkrankten und in Fäulnis übergehenden Pflanzenteilen ansiedeln (S. 1); solche Pilze sind natürlich auch keine Krankheits-erreger.

Obligat und fakultativ  
Schmaroerpilze Wir können nun aber bei den Schmaroerpilzen verschiedene Grade des Parasitismus unterscheiden. Es giebt erstens solche, welche auf keine andre Weise zu vollständiger Entwicklung zu bringen sind, als auf den Körpern ihrer Nährpflanzen, indem bei ihnen jeder Versuch, sie auf einer leblosen, mit den nötigen Pilznährstoffen versehenen Unter-

lage zu erziehen, bisher fehlgeschlagen ist; wir können sie die obligaten Parasiten nennen. Zu ihnen müssen die Peronosporaceen, Ustilagineen und Uredineen sicher gerechnet werden. Neuerdings hat sich die Zahl derselben immer mehr vermindert, indem es uns von sehr vielen Parasiten gelungen ist, sie auch auf geeignetem leblosen Substrate, z. B. Pflaumenelott, getrockneten Pflanzenteilen u. vollständig, d. h. bis zur Erreichung ihrer Frucht- und Sporenbildung künstlich zu kultivieren und damit den Nachweis zu führen, daß sie auch in der Natur in dieser Weise saprophytisch, z. B. an toten Pflanzenteilen zu leben vermögen werden. Sie sind als fakultative Parasiten zu bezeichnen. Es wird im folgenden jedesmal angegeben werden, von welchen Pilzen solches bekannt ist. Denn es ist klar, daß die Bekämpfungsweise eines Parasiten erschwert wird, wenn er zu dieser Kategorie gehört, weil eben die Bedingungen seines Vorkommens und Fortkommens in diesem Falle viel weitere sind. Nun ist es freilich im Grunde noch kaum von einem dieser fakultativen Schmarotzer auch nur einigermaßen bekannt, wie groß tatsächlich sein saprophytes Vorkommen im Freien ist. Von vielen derselben ist es sehr wahrscheinlich, daß der Parasitismus die weitaus gewöhnlichste Art ihres Vorkommens ist; ja bei manchen sind vielleicht nur die künstlich geschaffenen Ernährungsbedingungen die einzigen, die ihr saprophytes Wachstum ermöglichen, da man sie wenigstens bisher in der Natur nie anders als parasitär gefunden hat. Wahrscheinlich giebt es alle Abstufungen vom vorherrschenden Parasitismus bis zum vorherrschenden Saprophytismus bei den Pilzen. Denn tatsächlich kennen wir auch einige Pilze, deren weitaus gewöhnlichstes Vorkommen sie als echte Fäulnisbewohner charakterisiert, die aber gleichwohl in besonderen Fällen parasitären Charakter annehmen und lebenden Pflanzen schädlich werden können, wie z. B. die Schwärze (*Cladosporium*).

Die Art und Weise der Ansiedelung eines Schmarotzerpilzes hängt natürlich mit der Organisation desselben zusammen. Zunächst tritt hier der Unterschied der epiphyten und der endophyten Parasiten hervor. Unter ersteren verstehen wir diejenigen, welche nur auf der Oberfläche einer Pflanze wachsen, unter letzteren diejenigen, welche zum Teil oder ganz innerhalb der Pflanzenteile sich befinden. Schon bei den einfachsten Pilzen (z. B. *Chytridiaceen*), welche aus einer einzigen, nahezu isodiametrischen Zelle bestehen, ist diese entweder einer Nährzelle äußerlich angewachsen oder sie lebt in einer solchen eingeschlossen oder wohl auch zwischen den Zellen der Nährpflanze. Die Mehrzahl der Pilze hat schlauchförmige oder fadenförmige Zellen, sogenannte Pilzfäden oder Hyphen, die sich in neue Fäden verzweigen, und alle Fäden

Art, wie der Schmarotzerpilz die Nährpflanze bewohnt.



sind an ihren Spitzen steten Längenwachstumes fähig, wodurch der Pilz auf weite Strecken seine Nährpflanze über- oder durchwuchern kann. Diesen aus Hyphen bestehenden Teil, welcher das eigentliche Ernährungsorgan des Pilzes ist, nennt man das Mycelium. Dasselbe wächst bei Epiphyten auf der Epidermis der Pflanzenteile, bei Endophyten in den inneren Geweben, hier entweder nur zwischen den Zellen (in den Interzellulargängen) sich verbreitend oder auch die Zellen, d. h. deren Membran durchbohrend, im Innenraum der Zellen sich ansammelnd oder denselben quer durchwachsend. Von dem Mycelium ist gewöhnlich der fruchtifizierende Teil des Pilzes deutlich unterschieden, d. h. die Organe, an welchen die Fortpflanzungszellen (Sporen) gebildet werden. Diese im allgemeinen als Fruchtträger zu bezeichnenden Organe sind vom Mycelium entspringende, von diesem Nahrung empfangende Bildungen, auf deren Verschiedenheiten die Unterscheidungen der Pilze in Gattungen und Arten vornehmlich beruht. Bei den Epiphyten befinden sie sich ebenfalls oberflächlich, bei den Endophyten sind es oft die einzigen an der Oberfläche der Nährpflanze erscheinenden Organe des Pilzes oder sie befinden sich ebenfalls im Innern des Pflanzentkörpers; sie sind wegen ihrer Eigentümlichkeit oft eines der Hauptsymptome der Krankheit. Viele Schmarogerpilze entwickeln mehrere verschiedene Fruchtträger, die entweder nach einander an demselben Mycelium zur Entwicklung kommen oder in einem echten Generationswechsel auf einander folgen, dergestalt, daß aus den Sporen der zuerst gebildeten Fruchtform ein Mycelium mit der zweiten Fruchtform sich entwickelt. Es kann mit diesem Generationswechsel selbst ein Wirtswechsel verbunden sein, so daß die folgende Generation auf einer andern Nährpflanze ihre Entwicklung findet. Diese für die Pathologie der parasitären Krankheiten in hohem Grade wichtigen Verhältnisse können jedoch hier nur erst angedeutet werden; sie sind nach den speziellen Fällen verschieden und finden dort ihre eingehendere Erörterung.

Die Keime oder Sporen der parasitischen Pilze sind es, aus denen sich der Schmaroger immer von neuem erzeugt. Die in Rede stehenden Krankheiten sind daher ansteckender Natur, und die Sporen stellen das Contagium dar. Sie sind bei allen Pilzen von mikroskopischer Kleinheit und nur wo sie in ungeheuren Mengen gebildet werden, dem unbewaffneten Auge als eine Staubmasse erkennbar. So hat z. B. die einzelne Spore des Staubbrennes des Getreides 0,007 bis 0,008 mm im Durchmesser; ein Klumpchen Brandpulver von 1 Kubikmillimeter enthält also gegen 2 Mill. Sporen. Die Spore des Schmarogers der Kartoffelkrankheit ist durchschnittlich 0,027 mm im Durchmesser. Sie ist eine der größten,

## Einleitung

jene eine der kleinsten Sporen, und geben diese Maße daher eine ungefähre Vorstellung von den hier herrschenden Größenverhältnissen. Die Kleinheit und sonstige Beschaffenheit der Sporen macht sie zur weiten Verbreitung außerordentlich geeignet. Bei den meisten Pilzen sind es vollständige, mit einer Haut umgebene Zellen, welche im reifen Zustande von dem Pilze sich trennen, um unter geeigneten Bedingungen (zu denen vorzüglich Feuchtigkeit gehört) zu keimen. Wir finden in den Sporen einen Inhalt, bestehend aus Protoplasma, oft mit Öltröpfchen; es ist das Material, welches bei der Keimung zu den Neubildungen verwendet wird. Die Sporenhaut ist entweder homogen oder besteht aus zwei mehr oder minder differenten Schichten: einer äußeren, derben, oft gefärbten, welche Exosporium heißt, und einer inneren, dem Endosporium unmittelbar anliegenden, zarten, farblosen Haut, dem Endosporium. Bei der Keimung wird in den meisten Fällen ein Keimschlauch gebildet, indem das Endosporium das Exosporium durchbrechend in einen gestreckten Schlauch auswächst, der sich dann in der Regel unmittelbar weiter zum Mycelium entwickelt. Bei manchen Schmarozerpilzen haben die Sporen die Organisation von Schwärmsporen oder Zoosporen: es sind nackte (d. i. von keiner Membran umgebene) plasmatische Zellen, die durch schwingende Wimperfäden (Gilien) in tummelnde Bewegung versetzt werden und nur im Wasser leben, daher auch nur durch das Wasser verbreitet werden, während die mit fester Membran umgebenen Sporen nach erlangter Reife vor der Keimung in einem Ruhezustand sich befinden, in welchem sie Trockenheit ertragen können und daher hauptsächlich durch die Luft ihre weite Verbreitung finden.

Eine Pflanze wird von einem Schmarozerpilz entweder dadurch <sup>Art des Befalles</sup> befallen, daß das in der Nachbarschaft schon vorhandene Mycelium in <sup>durch einen</sup> die Nährpflanze hineinwächst. So besonders bei Parasiten unterirdischer Organe, wo sich oft das Mycelium im Erdboden von Wurzel zu Wurzel verbreitet. Bei allen Schmarozerpilzen aber, welche oberirdische Organe bewohnen, wird die Übertragung fast immer durch die Sporen vermittelt. Letztere gelangen immer nur an die freie Oberfläche des Pflanzenteiles. Ein wirkliches Eindringen der Sporen selbst findet, auch bei Endophyten, nicht statt. Davon machen nur manche Schwärmsporen eine Ausnahme, welche direkt die Membran einer Epidermiszelle oder einer Alge durchbohren, in die Nährzelle einschlüpfen, um nun in derselben sich weiter zu entwickeln. Viele andre Schwärmsporen werden vor der Keimung zu ruhenden Sporen, sie bekommen eine Sporenhaut und verhalten sich dann allen übrigen mit fester Membran versehenen Sporen gleich. Bei diesen ist es immer der Keimschlauch,

welcher vermöge seines Spitzenwachstums ins Innere der Nährpflanze einbringt. Hat der Pflanzenteil Spaltöffnungen, so nimmt jener seinen Weg durch diese natürlichen Poren und gelangt durch sie in die Interzellulargänge des inneren Gewebes; oder der Keimschlauch bohrt sich direkt durch eine Epidermiszelle ein. — Eine dritte Möglichkeit, wie eine Pflanze mit einem parasitischen Pilze behaftet werden kann, ist die, daß schon der Samen von der Mutterpflanze aus den Pilz mitbringt, in der Weise nämlich, daß der letztere in der Frucht wachsend auch in den Samen und in den Keimling einbrang. Denn es kommt vor, daß so verpilzte Samen doch noch keimfähig sind, und also Pflanzen liefern, welche den Parasiten gleich mit auf die Welt bringen. Der nämliche Fall liegt auch z. B. bei der Kartoffelkrankheit vor, wo die geernteten Knollen schon mit dem Pilze infiziert sind und also, als Saatknohlen verwendet, schon von vornherein den Parasiten im Leibe haben. Man kann in solchen Fällen logisch von einer Vererbung der parasitären Krankheit reden. Nicht eigentlich gleichbedeutend sind natürlich diejenigen andern Fälle, wo auch durch das Saatgut der Pilz eingeschleppt wird, wo aber die Pilzsporen nur äußerlich den Samen anhaften und erst beim Keimen der letzteren im Boden selbst mitkeimen und dann erst ihre Keimschläuche in die junge Pflanze eindringen lassen. — Die hier skizzierten Möglichkeiten der Behaftung der Pflanzen mit ihren Parasiten sind natürlich bei der Bekämpfung der parasitären Krankheiten in erster Linie in Betracht zu ziehen.

Auswahl des  
Pflanzenteiles.

Hinsichtlich des Pflanzenteiles, den der Parasit ergreift, zeigen die einzelnen Arten dieser Pilze ein für jeden charakteristisches Verhalten. Selbstverständlich wird dadurch das Wesen der Krankheit mit bestimmt, so daß diese Verhältnisse von hervorragendem pathologischen Interesse sind. Der Parasit überschreitet entweder den Ort seines Eindringens nur wenig, und somit bleibt auch die Erkrankung, die er bewirkt, auf eine kleine Stelle, auf ein einzelnes Organ beschränkt. Es kann dies eine Blüte oder ein Blütenteil, ein kleiner Fleck auf einem Blatte oder einem Stengel sein. Oder zweitens, der Pilz beginnt seine Entwicklung und Zerstörung zwar auch von einem gewissen Punkte aus, greift aber allmählich immer weiter um sich, so daß er endlich einen größeren Teil der Pflanze oder die ganze Pflanze einnimmt und krank macht. Oder drittens, der Parasit dringt zwar an einem bestimmten Punkte in die Nährpflanze ein, bewirkt aber daselbst keine krankhaften Veränderungen, verbreitet sich vielmehr mittels seines Myceliums in der Pflanze weiter, um endlich in einem andern wiederum bestimmten Organe der Nährpflanze, welches sogar am weitesten von der Eintrittsstelle entfernt liegen kann, seine vollständige Entwicklung, insbesondere seine Fruchtbildung

zu erreichen, und gewöhnlich ist es dann dieses Organ der Nährpflanze, welches allein zerstört wird, während der übrige vom Pilze durchwucherte Teil nicht merklich erkrankt (z. B. Brandpilze). Hierauf beschränken sich die allgemeinen Thatsachen, für das weitere muß auf die speziellen Fälle verwiesen werden.

Bemerkenswert ist ferner der Umstand, daß im allgemeinen jeder Schmarogerpilz seine bestimmte Nährpflanze hat, auf welcher allein er gedeiht und in der Natur gefunden wird und für welche allein er somit gefährlich ist. Allerdings kommen viele Parasiten auf nahe verwandten Arten, manche auf allen Arten einer und derselben Gattung vor; auch können nahe verwandte Gattungen von einer und derselben Parasiten-species befallen werden, also dieselbe Krankheit bekommen, besonders in solchen Pflanzenfamilien, deren Gattungen eine große nahe Verwandtschaft haben, wie bei den Gräsern, Papilionaceen, Umbelliferen zc. Seltener aber ist der Fall, daß ein und derselbe Parasit Pflanzen aus verschiedenen natürlichen Familien befallen kann. Näheres ist auch hier unter den speziellen Fällen zu suchen.

Auswahl der Nährpflanze.

Was die Wirkungen, welche die Schmarogerpilze an ihren Nährpflanzen hervorbringen, anlangt, so verhalten sich auch hierin die einzelnen Parasiten eigenartig. Es sind also hier verschiedene Erkrankungsweisen zu unterscheiden. Was zunächst das allgemeine Krankheitsbild anlangt, so hängt dies ja allerdings schon wesentlich davon ab, welchen Teil der Nährpflanze jeder Parasit auszuwählen pflegt; aber es kommt dabei auch auf die besondere Art der Zerstörung an, welche er daselbst hervorbringt. Dieses äußere Krankheitsbild ist nun bei manchen von einander sehr verschiedenen Pilzen das gleiche. Gewisse Krankheitsnamen bezeichnen also nicht eine bestimmte Krankheit, sondern sie sind Kollektivbegriffe, sie sagen uns also noch nicht, welcher Parasit im speziellen Falle die Ursache ist. Dies gilt z. B. von der Krankheit, die man Wurzelbrand nennt, und welche an den Reimpflanzen von Zuckerrüben, von Cruciferen und vieler anderer Dicotylen unter ganz gleichen Symptomen aufzutreten pflegt; es ist dabei das Mycelium eines Pilzes als Ursache zu finden; aber es giebt verschiedene Pilze, welche unter diesen Erscheinungen auftreten. Ein ebensolcher Kollektivbegriff ist der Ausdruck Fleckenkrankheit, welcher eine Erkrankung kleiner fleckenförmiger Partien auf Blättern und Früchten bezeichnet; auch diese kann, selbst bei einer und derselben Pflanzenart, von verschiedenen Schmarogerpilzen verursacht werden. Ebenso verhält es sich mit den Bezeichnungen Wurzel- oder Stammfäule bei den Bäumen, Stengelfäule bei krautartigen Pflanzen, Herzfäule bei den Rüben zc.

Art der Wirkungen, die die Schmarogerpilze hervorbringen.

Wenn wir genauer die Wirkungen, welche die Pilze an den Zellen und Geweben der Nährpflanze hervorbringen, untersuchen, so lassen sich dieselben unter folgende Gesichtspunkte bringen.

1. Der Pilz vernichtet die Lebensfähigkeit der Nährzellen nicht, bringt auch an ihnen keine merkliche Veränderung hervor, weder im Sinne einer Verzehrung gewisser Bestandteile der Zelle, noch im Sinne einer Hypertrophie derselben. Die Zelle fährt auch in ihren normalen Lebensverrichtungen anscheinend ungestört fort, und der ganze Pflanzenteil zeigt nichts eigentlich Krankhaftes. Dieser jedenfalls seltenste und nicht eigentlich der Pathologie angehörige Fall dürfte bei einigen Oxytridiaceen und Saprolegniaceen, die unten mit angeführt sind, vorliegen; freilich geht er ohne Grenze in den nächsten über.

2. Die Nährzellen und der aus ihnen bestehende Pflanzenteil werden weder in ihrer ursprünglichen normalen Form noch in ihrem Bestande, soweit er sich auf das Skelett der Zellhäute bezieht, alteriert, aber der Inhalt der Zellen wird durch den Parasit ausgelesen. Enthielten die Zellen Stärkekörner, so verschwinden dieselben; waren Chlorophyllkörner vorhanden, so zerfallen diese unter Entfärbung und lösen sich auf, nur gelbe, fettartige Kügelchen zurücklassend, dieselben, welche auch beim natürlichen Tode der Zelle zurückbleiben; das Protoplasma vermindert sich oder schrumpft schnell zusammen; ein Zeichen, daß diese aus-  
saugende Wirkung das Protoplasma und damit die ganze Zelle tötet. Letztere verliert daher zugleich ihren Turgor, sie fällt mehr oder weniger schlaff zusammen, verliert leicht ihr Wasser und wird trocken, wobei oft der Chemismus an den toten Zellen seine Wirkung äußert, indem der zusammengeschrumpfte Rest des Zellinhaltes, bisweilen auch die Zellmembranen sich bräunen. Diese Einwirkung, die am besten als Auszehrung bezeichnet werden kann, hat für den betroffenen Pflanzenteil eine Entfärbung, ein Gelbwerden, wenn er grün war, oft ein Braunwerden, ein Verwelken, Zusammenschrumpfen und Vertrocknen, oder, bei saftreichen Teilen oder in feuchter Umgebung, faulige Zersetzung zur Folge.

3. Der Pilz zerstört das Zellgewebe total, auch die festen Teile der Zellmembranen desselben. Dies geschieht, indem die Pilzfäden in außerordentlicher Menge die Zellhäute in allen Richtungen durchbohren und dadurch zur Auflösung bringen, zugleich auch im Innern der Zellen in Menge sich einsinden, so daß schließlich das üppig entwickelte Pilzgewebe an die Stelle des verschwundenen Gewebes der Nährpflanze tritt. Die Folge ist eine vollständige Zerstörung, ein Zerfall des in dieser Weise ergriffenen Pflanzenteiles.

#### Einleitung

4. Der Parasit übt auf das von ihm befallene Zellgewebe eine Art Reiz, eine Anregung zu reichlicherer Nahrungszufuhr von den benachbarten Teilen her und zu erhöhter Bildungsthätigkeit aus, er bewirkt eine sogenannte Hypertrophie, d. h. Überernährung, also das Umgekehrte der beiden vorigen Fälle. Die Pflanze leitet nach dem von dem Pilze bewohnten Teile soviel bildungsfähige Stoffe, daß nicht bloß der Parasit dadurch ernährt wird, sondern auch der Pflanzenteil eine für seine Existenz hinreichende, ja oft eine ungewöhnlich reichliche Ernährung erhält. Es tritt gewöhnlich eine vermehrte Zellenbildung ein, der Pflanzenteil vergrößert sich, bisweilen in kolossalen Dimensionen und fast immer in eigentümlichen abnormen Gestalten, und dabei sind die Gewebe solcher Teile oft außerdem noch reichlich mit Stärkekörnchen erfüllt. Mit dieser Vergrößerung des von ihm bewohnten Organes wächst und verbreitet sich auch der Pilz darin. Man nennt alle solche durch einen abnormen Wachstumsprozeß entstehende lokale Neubildungen an einem Pflanzenteile oder Umwandlungen eines solchen, in welchen der dies verursachende Parasit lebt, Gallen oder Cecidien, und wir nennen daher die hier zu besprechenden Gallen mit Beziehung auf ihre Ursache *Mycocecidien* (Pilzgallen). Die Wachstumsänderungen, welche diese Art von Parasiten hervorbringt, sind so mannigfaltiger Art, daß eben auch der Begriff Galle, speziell *Mycocecidium* sich in sehr weiten Grenzen hält. Galle ist nicht immer bloß eine scharf abgegrenzte besondere Neubildung an einem Pflanzenteile, sondern oft der in abnormen Gestalten und Dimensionen entwickelte Pflanzenteil selbst. Ja sogar folgende eigentümliche Veränderung, welche manche Schmarotzerpilze an ihrer Nährpflanze hervorbringen, ist schwer davon zu trennen. Die ganze Pflanze oder ein vollständiger beblätterter Sproß ist von dem Parasit durchwuchert und wächst zu einem anscheinend gesunden Individuum heran, aber der Sproß sieht ganz fremdartig aus, er legt seine gewöhnlichen habituellen Eigenschaften ab und nimmt dafür neue Merkmale an, die sich besonders in einer andern Blattbildung ausdrücken, so daß man ihn für eine ganz andre Pflanze halten könnte, bleibt auch gewöhnlich steril (z. B. die von *Aecidium Euphorbiae* befallenen Sprosse, die durch *Aecidium elatinum* hervorgerufenen Herrenbeeren der Tanne). Für die Nährpflanze haben die *Mycocecidien* jedenfalls die Bedeutung eines Verlustes an wertvollen Nährstoffen, denn die Galle steht ganz im Dienste des Parasiten; endlich wird sie von diesem ausgezehrt und stirbt ab oder ihr Gewebe wird nach der unter 3 genannten Art vom Pilze wirklich zerstört, sobald dieser darin das Ende seiner Entwicklung erreicht. Sind aber durch die Gallenbildung Pflanzenteile ihrer normalen Funktion entzogen, so wird auch dadurch die Pflanze geschädigt: wenn

also z. B. Blüten oder Früchte zu Mycocecidien degenerieren, so muß Unfruchtbarkeit die Folge sein.

Gegenmittel  
gegen parasitische  
Pilze.

Die Mittel zur Bekämpfung der pilzparasitären Krankheiten richten sich in jedem Falle nach der Besonderheit der Lebensweise des Schmarogers und den Kulturmständen der zu schützenden Pflanze und sind daher erst bei jeder einzelnen Krankheit besonders zu erörtern. Ein Generalmittel gegen die schädlichen Pilze giebt es nicht. Wohl aber werden gewisse chemische Mittel, welche auf die Sporen vieler Pilze tödlich wirken, gegen eine Anzahl von parasitären Krankheiten mit Erfolg gebraucht, freilich je nach den gegebenen Verhältnissen in verschiedener Anwendung, bald als Samenbeize, bald als Bespritzung des Laubes. Diese Mittel sind also im Grunde Desinfektionsmittel; man nennt sie in dieser Anwendung Fungicide, pilzstörende Mittel. Da es aber Substanzen sind, welche für alles Pflanzliche Gift sind, so hat ihre Anwendung mit Vorsicht und nicht ohne vorherige Prüfung ihrer Wirkung auf die Kulturpflanze zu geschehen. Darum sind denn auch manche empfohlenen Fungicide nicht oder doch nicht für alle Fälle brauchbar. Die wirklich empfehlenswerten stellen wir hier in ihren Rezepten zusammen, um, wenn im folgenden von ihnen die Rede ist, hierher verweisen zu können.

1. Kupfervitriol, wovon eine  $\frac{1}{2}$ -bis 2 prozentige Lösung in Wasser, besonders als Samenbeize Verwendung findet, zur Laubbespritzung aber wegen seiner schwachen Haftfähigkeit und ägenden Wirkung nicht brauchbar ist. Daß Kupfervitriol-Lösung in der That Pilzsporen leicht tötet, ist schon konstatiert. Schon Kühn<sup>1)</sup> fand, daß dadurch Brandpilzsporen in kurzer Zeit getötet werden, und neuerdings hat Böhmerig<sup>2)</sup> durch besondere Versuche mit einer Mehrzahl parasitischer Pilze nachgewiesen, daß ihre Sporen schon in schwach konzentrierten Lösungen von Kupfersulfat absterben. Indessen darf daraus noch nicht auf eine allgemeine Wirkung dieses Mittels auf alle Pilzsporen geschlossen werden. Namentlich solche, die sich schwer mit Flüssigkeit benetzen lassen, dürften nicht sicher getötet werden.

2. Kupfervitriol-Kalk-Brühe, sogenannte Bordelaiser Brühe oder Bordeaux-Mischung (Bouillie bordelaise), besteht aus einer 2 bis 4 prozentigen Lösung von Kupfervitriol in Wasser, also 2 oder 4 kg Vitriol auf 100 l Wasser. Dazu kommt, um das Kupfervitriol zu neutralisieren, also ihm seine ägende Wirkung zu nehmen, pro 1 kg Vitriol 225 g gebrannter Kalk, der vorher in Wasser

<sup>1)</sup> Botanische Zeitung 1873, pag. 502.

<sup>2)</sup> Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten.

geldocht und zu einem Brei gerührt wird. Es ist aber vorteilhaft, mehr Kalk, also etwa auch 1 kg zu nehmen, weil dann die Brühe besser auf den Blättern haftet. Man hat jetzt im Handel auch ein Kupferkalk-Pulver, welches beide Bestandteile pulverisiert schon in der richtigen Mischung enthält, um nur mit Wasser zu einer Brühe angerührt zu werden. In solcher Brühe ist kein Kupfervitriol mehr vorhanden, sondern unlösliches blaues Kupferhydroxyd. Das Aufsprühen auf die Pflanzen geschieht mittelst besonderer Spritzen, welche unter dem Namen Peronospora-Spritzen in verschiedenen Konstruktionen im Handel gehen. Dieselben sind von einem Arbeiter auf dem Rücken getragen zu handhaben. Auch größere, auf Wagen fahrbare Spritzen hat man im großen beim Kartoffelbau neuerdings angewendet. Nun waren aber bisher genauere Untersuchungen darüber, ob denn auch dieses Mittel, in welchem ja eine giftig wirkende lösliche Kupferverbindung gar nicht mehr vorhanden ist (vergl. I. S. 322), auch eine wirklich pilztötende Wirkung ausübt, noch gar nicht angestellt; denn bis jetzt ist eigentlich nur das Kupfervitriol in dieser Beziehung geprüft worden. Nun habe ich aber neuerdings gefunden, daß eine 2 proz. Vordelaifer Brühe für die Sporen verschiedener Peronosporaceen und von *Phoma Betae* bei ca. 24 stündiger Einwirkung in der That tödlich ist<sup>1)</sup>. Man vergl. auch I. S. 322.

3. Kupfervitriol-Soda-Mischung, bestehend aus 2 kg Vitriol und 1150 g oder auch 2 kg Soda auf 100 l Wasser, steht jedoch wegen geringerer Haftbarkeit des Ueberzuges auf den Blättern der Vordelaifer Brühe an Wert nach.

4. Ammoniakalische Kupferlösung, Eau céleste oder Azurin. Gelöst wird 1 kg Kupfervitriol in 4 l Wasser, dazu wird unter Umrühren 1,5 l käufliches Ammoniak (in Stärke von 0,925) gesetzt. Die dunkelblaue Flüssigkeit wird auf 200 l verdünnt. Das Mittel soll ein festeres Anhaften des Kupferoxydhydrates in kolloidaler Form auf den Blättern bewirken, ist aber wegen seiner ägenden Eigenschaften für die Pflanzen gefährlich.

5. Kupfervitriolspedstein, Sulfostéatite cuprique, ein pulverförmig anzuwendendes, mittelst Blasbalges auf die Pflanzen zu verstäubendes Mittel, in welchem Kupfervitriol nur mechanisch durch Gips oder Talk verdünnt ist. Hier behält daher das Kupfervitriol seine ägenden Eigenschaften, an empfindlichen Pflanzen könnten daher

<sup>1)</sup> Frank und Krüger, Arbeiten der deutschen Landwirtschafts-Gesellsch. Heft 2, 1894, pag. 32.



Vergiftungserscheinungen nicht ausgeschlossen sein. Das Mittel ist zwar, besonders bei Wind, schwerer auf die Pflanzen zu bringen und haftet auch viel weniger fest, während es allerdings die leichte Transportfähigkeit vor den flüssigen Mitteln voraus hat und sich da empfehlen wird, wo größere Wassermengen schwer hinzutransportieren sind.

6. Schwefel, d. h. sogenannte Schwefelblumen, ein fein staubartiges Mittel, welches mittelst Nasebalges oder Puderquaste auf den Blättern aufgestäubt wird. Die Art der Wirkung dieses Mittels ist ebenfalls noch nicht genügend aufgeklärt. Die Vermutung, daß die fungicide Wirkung auf der Bildung kleiner Mengen von schwefliger Säure beruhe, steht nicht recht im Einklange mit der Unschädlichkeit des Schwefels für die Blätter, die doch auch gegen jene Säure äußerst empfindlich sind (I. S. 313). Vielleicht ist die Wirkung eine rein mechanische, da man z. B. auch Weinblätter, die von Straßenstaub ganz bedeckt waren, in derselben Weise wie die geschwefelten von dem Mehltau pilze der Trauben verschont bleiben sah.

7. Eine 1 prozentige Karbolsäure-Lösung in Wasser, ein wegen starker Giftigkeit mit Vorsicht anzuwendendes und jedenfalls nur als Samenbeize brauchbares Mittel.

8. Salicylsäure wird von F. H. Schröder<sup>1)</sup> als Pilzgegenmittel sowohl zum Besprühen der Pflanzen als auch als Saatgutbeize in verdünnter wässriger Lösung empfohlen. Ob genauere Erfahrungen über die Brauchbarkeit vorliegen, ist mir nicht bekannt geworden.

## 1. Kapitel.

### Monadinen.

#### Monadinen.

Diese auf der Grenze des Pflanzen- und Tierreichs stehenden Organismen weichen von den Pflanzen und insbesondere von den echten Pilzen sehr wesentlich darin ab, daß sie im vegetierenden Zustande überhaupt nicht aus Zellen bestehen, also auch keine Hyphen wie die echten Pilze bilden, sondern eine nackte Protoplasmanasse, ein sogenanntes Plasmodium, darstellen. Dieses verwandelt sich beißus Fruktifikation in eine Zoocyste, d. h. es zerfällt in eine Mehrzahl von Fortpflanzungszellen, die entweder die Form von Zoosporen also mittelst einer Cilie beweglicher Zellen, oder diejenige von Amöben annehmen, d. h. von nackten, durch kriechende Bewegungen unter Gestaltveränderungen sich fortbewegenden Protoplasmagebilden besitzen. Durch Vereinigung und Verschmelzung einer Mehrzahl von Zoosporen oder

<sup>1)</sup> „Hannoversche Post“ 1883, Nr. 1189.

Amöben entstehen neue Plasmobien. Außerdem werden auch Sporocyten gebildet, welche in ruhende Dauerisporen zerfallen<sup>1)</sup>

### 1. Familie Vampyrelleae.

Die Zoocyten erzeugen keine Zoosporen, sondern Amöben. Parasiten in Algenzellen. Vampyrelleae  
in Algen.

#### I. Vampyrella Cienk.

Außer den Zoocyten kommen auch Dauerisporen vor, welche in besonderen Sporocyten entstehen. Die Amöben besitzen nur je einen Kern.

Zahlreiche Arten in den Zellen verschiedener Algen, welche dadurch mehr oder weniger geschädigt oder getötet werden nämlich in Spirogyren, Desmidiaceen, Conseroaceen, Diatomaceen, Euglenen.

#### II. Leptophrys Hertw. et Less.

Wie vorige Gattung, aber die Amöben mit mehreren Kernen.

*Leptophrys vorax* Zopf, in Desmidiaceen, Diatomaceen und einigen Chlorophyceen.

#### III. Vampyrellidium Zopf.

Außer den Zoocyten kommen auch Dauerisporen vor, welche aber nicht in besonderen Sporocyten, sondern direkt aus dem Plasmobium entstehen.

*Vampyrellidium vagans* Zopf, in verschiedenen Phycodromaceen.

#### IV. Spirophora Zopf.

Von voriger Gattung durch die spiralig gekrümmten Pseudopodien der Amöben unterschieden.

*Spirophora radiosa* Zopf, in verschiedenen Phycodromaceen.

### 2. Familie Monocystaceae.

Es sind nur Sporocyten vorhanden. Parasiten in Algenzellen. Monocystaceae  
in Algen.

#### I. Enteromyxa Cienk.

Das Plasmobium ist wurmförmig und mehr oder weniger netzförmig verzweigt, mit fingerförmigen Pseudopodien.

*Enteromyxa paludosa* Cienk, in Oscillariaceen und Diatomaceen.

#### II. Myxastrum Hückel.

Mit strahlig sternförmigem Plasmobium.

*Myxastrum radians* Hückel, in Diatomaceen und Peridineen.

### 3. Familie Pseudosporeae.

Die Zoocyten erzeugen Zoosporen. Dauerisporen werden in besonderen Sporocyten erzeugt. Parasiten hauptsächlich in Algenzellen. Pseudosporeae  
in verschiedenen  
Algenzellen.

<sup>1)</sup> Vergl. hauptsächlich Zopf, Pilztiere in Zentr. Handbuch d. Botanik. Breslau 1885.

I. *Protomonas* *Häckel*.

Ein aus der Verschmelzung von Zoosporen entstandenes Plasmodium ist vorhanden.

Mehrere Arten in Zellen verschiedener Süßwasseralgen, Diatomaceen und Bagnemaceen.

II. *Colpodella* *Cienk*.

Der Plasmodiumzustand und Amöbenzustand fehlt. Die Sporocyten mit einfacher Membran.

*Colpodella pugnax* *Cienk* in *Chlamidomonas* *Polviculus*.

III. *Pseudospora* *Cienk*.

Der Plasmodiumzustand ist unbekannt, nur der Amöbenzustand ist vorhanden. Die Sporocyten mit einfacher Membran.

Mehrere Arten in Bagnemaceen, Edozonieren, Diatomaceen und in Moosvorkeimen.

IV. *Diplophysalis* *Zopf*.

Wie vorige Gattung, aber die Sporocyten mit doppelter Membran.

Mehrere Arten in Characeen und in Volvox.

4. Familie *Gymnococcaceae*.

*Gymnococcaceae*  
in Algen.

Es werden Zoosporen erzeugt. Dauersporen werden nicht in besonderen Sporocyten, sondern direkt aus den Amöben und zwar einzeln, nicht in einem Sorus beisammen gebildet. Parasiten in Algenzellen.

I. *Gymnococcus* *Zopf*.

Die Zoosporen entstehen in besonderen Zoocyten.

Mehrere Arten auf Diatomaceen, *Cladophora*, *Cylindrospermum*.

II. *Aphelidium* *Zopf*.

Die Zoosporen entstehen nicht in Zoocyten, sondern indem die Amöben sich in einen Sorus von Zoosporen verwandeln.

*Aphelidium deformans* *Zopf*, in *Coleochaete*-Arten.

III. *Pseudosporidium* *Zopf*.

Zoocyten sind unbekannt, die Amöben bilden aber Mikrocyten, die bei den vorigen Gattungen fehlen.

*Pseudosporidium Brassianum* *Zopf*, in verschiedenen kultivierten Algen.

5. Familie *Plasmodiophoreae*.

*Plasmodiophoreae* in  
*Phanerogamen*.

Es ist ein deutliches Plasmodium vorhanden, welches zuletzt direkt in einen Sorus von Dauersporen sich verwandelt. Die Dauersporen teilen mit Zoosporen. Parasiten in Zellen von Phanerogamen.

I. *Plasmodiophora* *Woron*.

Das Plasmodium ist von unbestimmter Gestalt und lebt im Protoplasma phanerogamer Nährzellen, in denen es sich zuletzt in einen Haufen zahlreicher kugelförmiger Dauersporen verwandelt.

## Erstes Kapitel: Monadinen

*Plasmodiophora Brassicae* Woron, der Urheber einer Kranf-<sup>Plasmodiophora</sup> heit der Kohlgewächse, welche bei uns als die Hernie oder der Kropf der <sup>Brassicae.</sup> Kohlpflanzen bezeichnet wird, in England und Amerika Clabbing, Club-Hernie der Kohl-Root, Hanbury oder Fingers add tors, in Belgien Maladie digitoire und Vin- pflanzen. gerzielte, in Rußland Kapoustnaja Kila genannt wird. Die erste genaue

Beschreibung der Krankheit hat Woronin<sup>1)</sup> gegeben, dem wir auch die Entdeckung des dabei auftretenden Parasiten verdanken. Die kranken Pflanzen zeigen an den Wurzeln meist sehr zahlreiche Anschwellungen von sehr mannigfaltiger Gestalt; bald sind es annähernd runde, an den Hauptwurzeln sitzende, bis zu Faustgröße vorwommende, nicht selten zu mehreren gehäufte Geschwülste; bald sind es Anschwellungen der Seitenwurzeln, wobei diese, während sie im normalen Zustande faden-

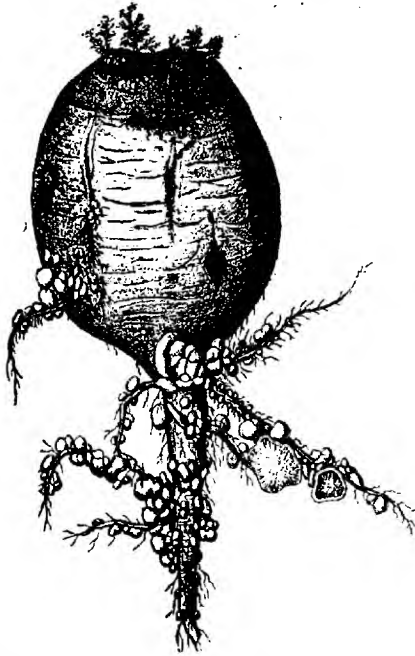


Fig. 1.

Die Kohlhernie (*Plasmodiophora Brassicae*), an den Wurzeln einer Wasserrübe.

auch aus vielen perlenartig gehäuft, mehr runden Anschwellungen bestehen. Diese Hernie-Geschwülste sind wie die gesunden Wurzeln von weißer Farbe und von derber, fester Beschaffenheit; aber mit zunehmendem Alter werden sie mürbe, dunkler und faulig und verwandeln sich in eine überfließende, breiige Masse. Während so ein Teil der Wurzel verdirbt, entwickelt der noch gesund gebliebene Teil neue, gesunde Wurzeln, die aber meist auch bald unter Bildung von Anschwellungen erkranken.

<sup>1)</sup> Pringsheim's Jahrb. f. wissensch. Bot. XI. 1878, pag. 548.

Noch ehe aber die Krankheit dieses Ende nimmt, macht sie sich an dem oberirdischen Teil der Pflanze sehr bemerkbar. Die Anschwellungen der Wurzeln entziehen den übrigen Teilen der Pflanze die Nahrung. Eine hohlköpfige Pflanze bildet keinen Kohlkopf, keine großen Blätter, beziehentlich auch keinen normalen Rübenkörper; man sieht also zwischen den gesunden kräftigen Kohlpflanzen mehr oder weniger viele Stämmchen stehen, welche zurückbleiben, gewöhnlich auch bei intensiverem Sonnenschein leicht welken und endlich ganz ausgehen. Der Ernteausfall kann ein sehr bedeutender sein. Beim Ausziehen der kranken Pflanzen überzeugt man sich, daß die Ursache ihres Zurückbleibens die Hernie-Erkrankung ihrer Wurzeln ist. Schon junge Pflanzen, bald nach der Keimung, können befallen werden, und gehen dann schon zeitig zu Grunde. Aber auch in jedem späteren Lebensstadium kann Infektion eintreten, und selbst an erwachsenen, gut entwickelten Pflanzen kann spät erst eine, dann natürlich für die Produktion nicht mehr sehr nachteilige Erkrankung einzelner Wurzeln eintreten.

Schon an den jüngsten Krankheitsstadien einer herniös anzuschwellen beginnenden Wurzel machen sich auf dem Querschnitte einzelne Zellen des

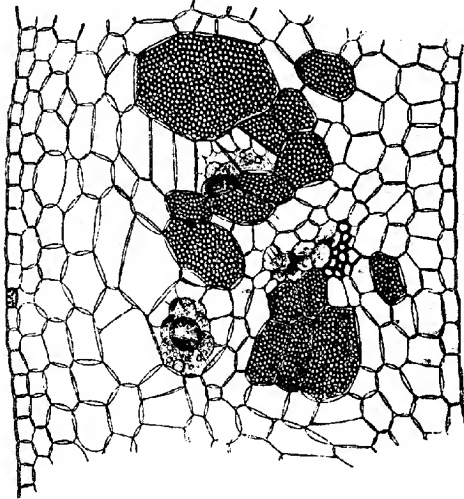


Fig. 2.

Stück eines Durchschnittes durch das Gewebe einer herniekranken Pflanze; die Plasmodiophora steckt in den vergrößerten Zellen und erscheint in allen ihren Entwicklungsstufen vom Plasmodium bis zu einem Haufen fugliger Dauersporen; 90 fach vergrößert. Nach Woronin.

Rindenparenchymus dadurch bemerkbar, daß sie etwas größer als ihre Nachbarzellen und mit einer undurchsichtigen, feinförnigen, protoplasmatischen Substanz erfüllt sind. Die letztere ist das in die Zelle einge-

wanderte Plasmodium unfreies Pilzes. Es stellt eine zähe Schleimsubstanz dar, deren Trübung durch zahlreiche sehr kleine Körnchen und Öltröpfchen bedingt ist, und welche ein schaumiges Aussehen zeigt, weil sie gewöhnlich mehrere Vacuolen enthält. Wegen dieser Beschaffenheit ist es dem gewöhnlichen Protoplasma der Nährzelle sehr ähnlich und besonders anfangs oft kaum davon zu unterscheiden; mit zunehmender Ernährung und Verdichtung wird es auffallender. Es kann auch langsam von Zelle zu Zelle wandern, wahrscheinlich indem es durch die Lücken der Zellhaut kriecht. Die Anwesenheit des Parasiten in den Zellen bringt nicht nur auf diese einen Reiz zu stärkerem Wachstum, sondern auch auf die Nachbarzellen einen solchen zu stärkerer Vermehrung hervor, woraus dann die starken Hypertrophien der Wurzeln resultieren. In dem Maße als die Geschwülste an Größe zunehmen, nimmt auch die Zahl der vergrößerten, mit Plasmodien erfüllten Zellen in dem parenchymatischen Gewebe derselben zu. Anfangs findet man in diesen Zellen nur die Plasmodien von der beschriebenen Beschaffenheit; später sieht man immer mehr dieser Zellen mit zahlreichen, sehr kleinen, ebenfalls farblosen, kugelförmigen Körperchen dicht erfüllt. Es sind die fertigen Sporen der *Plasmodiophora*, in welche das Plasmodium zerfällt. Zu geeigneter Zeit kann man auch den Zerfall der Plasmodien in die Sporen an den verschiedenen Zwischenstadien beobachten, welche Woronin genau verfolgt hat. In dem Zustande, wo die Hernie-Anschwellungen faulig werden, ist gewöhnlich auch die Sporenbildung beendet, und infolge der Auflösung des Zellgewebes werden die in den Zellen befindlichen Sporenmassen frei und gelangen mit den Zersetzungserzeugnissen in den Erdboden. Dieselben sind 0,0016 mm groß, kugelförmig, haben eine völlig glatte, farblose Membran und feinkörnigen, farblosen Inhalt.

Nach Woronin sollen diese Sporen keimen, indem der Protoplasma-Inhalt durch die Sporenhaut hervorbricht als ein nackter Schwärmer von der Form einer Myxomöbe: ein ungefähr spindelförmiger Körper mit einem schnabelartigen, eine bewegliche Wimper tragenden Vorderende, der aber auch unter Gestaltenwechsel und unter Ausströmen und Einziehen fadenförmiger Fortsätze kriechend sich fortbewegen kann. Wir ist es trotz wiederholter Versuche nie gelungen, die Sporen dieses Pilzes zur Keimung zu bringen. Auch ist das Eindringen dieses Parasiten in die Kohlwurzeln noch nicht direkt beobachtet worden, auch von Woronin nicht, der nur an Keimpflänzchen, welche in Wasser kultiviert wurden, welches mit herniekranken Wurzelstücken vermengt worden war, allerdings keine Wurzelanschwellungen entstehen sah, aber in Wurzelhaaren und Epidermiszellen der Wurzeln plasmodienartige Gebilde fand, in denen er diejenigen der *Plasmodiophora* vermutet. Die einzige Beobachtung Woronin's, welche für eine Infektion durch die Sporen spricht, besteht darin, daß Kohlstamen in Mistbeeteerde gesät wurden, zu welcher vorher reichlich herniekrante Wurzelstücke gemengt worden waren und welche mit Wasser begossen wurde, welches eben solche Stücke enthielt, und daß dann die darin gewachsenen jungen Pflänzchen kleine Anschwellungen der Wurzeln bekamen.

Die Krankheit kommt in allen Ländern Europas und Amerikas, wo Arten der Gattung *Brassica* gebaut werden, vor, und zwar sowohl an allen Varietäten von *Brassica oleracea*, wie Kopfschl., Plattschl., Blumenkohl, Kohlrabi, als auch an den rübenbildenden Varietäten von *Brassica napus* und *B. Rapa*. Auch geht sie auf andre Pflanzen der Cruciferen

über; insbesondere ist sie am Leetoje und an *iberis umbellata* beobachtet worden. Auch an jungen Radieschen ist in Amerika die *Plasmiodiophora* gefunden worden<sup>1)</sup>. Nach Woronin machte der Pilz am Kohl in den Gemüsegärten in der Umgebung von Petersburg bedeutenden Schaden. Kofstrup<sup>2)</sup> berichtet über ein verheerendes Auftreten in Zettland. In den achtziger Jahren hat sich die Krankheit auch um Berlin viel gezeigt; ich beobachtete sie namentlich recht stark in den auf den Rieselwiesen angelegten Kohlkulturen, wo sie vermutlich durch den hier beliebten intensiven Betrieb, bei welchem mehrere Jahre hintereinander Kohl gebaut wird, besonders befördert worden sein mag.

Unter den Vorbeugungsmitteln gegen die Krankheit dürfte ein richtiger Fruchtwechsel obenan stehen. Denn wenn Kohl bald wieder nach Kohl folgt, so ist zu erwarten, daß die von der vorhergehenden Kultur zurückgebliebenen Keime des Parasiten sogleich wieder die geeignete Nährpflanze finden, während bei längerem Aussetzen des Kohlbaues die etwa vorhandenen Sporen ihre Keimfähigkeit verlieren dürften, da sie andre Pflanzen als Crucifere nicht befallen können. Beim Auspflanzen der jungen Pflänzchen auf das Gemüseland ist darauf zu achten, daß unter diesen nicht etwa welche mit Anschwellungen sich befinden, da auch in den Mistbeeten, in welchen die Pflänzchen meist herangezogen werden, bisweilen Hernie<sup>3)</sup> austritt. Brunchorst<sup>4)</sup> erhielt nach Desinfektion der Mistbeeterde mit Schwefelkohlenstoff nur 2 Prozent, in nicht desinfizierter Erde 8 Prozent herniekranker Pflanzen. Selbstverständlich ist es empfehlenswert auf Ädern, wo die Krankheit aufgetreten ist, die kranken Pflanzen und Kohlküden auszugiehen und zu verbrennen; indes kann das auch bei großer Sorgfalt doch nicht so geschehen, daß die in der Erde schon gefaulten Wurzeln ihre Sporen nicht darin zurücklassen. Ein solcher Boden muß für infiziert gelten und es wäre dann wenigstens ein tiefes Rajolen angezeigt, wenn solches Land bald wieder Kohl tragen soll.<sup>5)</sup>

## II. *Tetramyxa Göbel*.

*Tetramyxa* in  
phanerogamen  
Wasserpflanzen.

Das Plasmodium lebt ebenfalls in phanerogamen Nährzellen und verwandelt sich zuletzt in ein von einer gemeinsamen Membran umgebenes Häufchen von je 4 Sporen, welche Zoosporen erzeugen.

*Tetramyxa parasitica Göbel*<sup>1)</sup>, in verschiedenen Wasserpflanzen, besonders in *Ruppia rostellata*, welche in knollenförmigen Anschwellungen den Parasiten enthält.

### 4. Organismen, deren Stellung bei den Monadien noch zweifelhaft ist.

*Spongospora*  
*Solani*.

1. *Spongospora Solani Brunch.* Bei einer in Norwegen sehr verbreiteten Art Schorf oder Grind der Kartoffelknollen soll nach Brunchorst<sup>2)</sup> ein mit vorstehendem Namen belegter Organismus die Ur-

<sup>1)</sup> Halsted, Garden and Forest 1890, pag. 541.

<sup>2)</sup> Meddelelser fra Botanisk Forening, Kopenhagen 1885, pag. 149.

<sup>3)</sup> Bergen's Museums Aarsberetning 1886. Bergen 1887, pag. 327.

<sup>4)</sup> Flora 1884, Nr. 23. Vergl. auch Just, Botan. Jahresber. für 1887, pag. 534.

<sup>5)</sup> Bergen's Museum Aarsberetning 1886. Bergen 1887, pag. 217.

ache sein. Die kranken Stellen sind anfangs glatte, knotenartige Erhöhungen, die von normalem Kork überzogen sind. Das Gewebe dieser Warzen sticht von dem gelblichweißen der frischen Knollen durch mehr weißliche Farbe ab; seine Zellen sind stärkefrei oder stärkearm, enthalten aber Protoplasma Massen, die sich später zu einem Ballen abrunden, der eine schwammähnliche Struktur hat. Das Neg. und Balkenwerk dieser Masse erweitert sich später zusammengefaßt aus polyedrischen, etwa 0,0035 mm großen Zellen, welche für Sporen gehalten werden, während die ballenartigen Protoplasma Körper für das Plasmodium eines Myzomyceten angesehen werden. Keimung der vermeintlichen Sporen gelang nicht. Am stärksten soll der Parasit dort aufgetreten sein, wo seit vielen Jahren keine Kartoffeln gebaut worden waren. Mit Unrecht identifiziert Bruchorff die Krankheit mit dem gewöhnlichen Kartoffelschorf (l. pag. 104 und unten 25), bei welchem die hier erwähnten Symptome nicht zutreffen.

2. *Tylogonus Agavae* Miliar. In eigentümlichen polsterförmigen Erhöhungen des Blattes von Agave wurden von Miliarakis<sup>1)</sup> unter der Epidermis im Balkenbündelgewebe wurm- oder strangförmige, weiße, von einer Gallenhülle umgebene Fäden gefunden, die für das Plasmodium eines mit obigem Namen bezeichneten Pilzes gehalten werden; doch ist nichts Näheres über die Entwicklung ermittelt.

*Tylogonus  
Agavae.*

## Zweites Kapitel.

### Spaltpilze oder Bakterien.

Die Spaltpilze sind die kleinsten, einzelligen Organismen, welche durch Spaltung, d. h. durch Teilung der Zelle in zwei gleichgestaltete Tochterzellen sich unbegrenzt vermehren, daher meist in Menge beisammenvorkommen, in denen sie leben und aus denen sie ihre Nahrung ziehen. Man unterscheidet nach den Gestaltsverhältnissen eine Anzahl Formen. Die Körnerform mit dem Namen *Micrococcus*, wenn die Zellen nahezu kugelförmig sind, ferner die Kurzstäbchen, *Bacterium*, wenn die Zellen mehr länglich sind, die Langstäbchen oder *Bacillus*, die Spindelförmigen oder *Clostridium* und die schraubenähnlichen Formen *Vibrio*, *Spirillum* und *Spirochaete*. Indessen haben diese Formen nicht den Wert von Gattungen, da es bekannt ist, daß ein und derselbe Spaltpilz je nach den Ernährungsverhältnissen in verschiedenen dieser Formen auftreten kann. Die letzteren treten auch teils in ruhenden, teils in beweglichen Zuständen auf. Von manchen Spaltpilzen ist auch eine Sporenbildung bekannt: es entstehen endogen in der Spaltzelle eine oder zwei runde oder ovale, gewöhnlich stark lichtbrechende Zellen, welche durch Absterben der Mutterzelle frei werden und dann zu neuen Spaltpilzen auskeimen können. Diese Sporen sind gewöhnlich

Formen der  
Spaltpilze.

<sup>1)</sup> Miliarakis, *Tylogonus Agavae*. Athen 1888.



Dauersporen, d. h. sie machen eine Ruheperiode durch, in welcher sie völlige Austrocknung und oft auch hohe Temperaturgrade ohne Schaden ertragen können.

Wirkungen der  
Bakterien über-  
haupt.

Die Bakterien sind wegen der verschiedenartigen Zersetzen, die sie in der Natur veranlassen, von hervorragender Bedeutung. Die meisten sind echte Fäulnisbewohner, von denen viele die eigentlichen Fäulniserscheinungen organischer Substanzen, andre mannigfaltige Gärungen hervorrufen. Es giebt aber auch pathogene Bakterien, welche lebende Körper befallen und dadurch Krankheiten an diesen erzeugen. Für den menschlichen und thierischen Körper sind gerade die Bakterien die allerwichtigsten Krankheitserzeuger, indem hier vielleicht bei allen ansteckenden Krankheiten bestimmte Bakterienarten die Krankheitsursache und die Träger der Ansteckung sind.

Wirkungen der  
Bakterien auf  
die Pflanzen.

Dagegen nehmen im Pflanzenreiche unter den durch Pilze veranlaßten Krankheiten die Bakterien eine sehr untergeordnete Stelle ein. Die auffallendste Bakterienwirkung auf die Pflanze ist sogar nicht von pathologischem Charakter, sondern eine vorteilhafte Symbiose, nämlich die in den Wurzelsknöllchen der Leguminosen (I. S. 297). Wo man vielleicht berechtigt ist, bei Pflanzenkrankheiten von Bakterien als Krankheits-erregern zu reden, da ist es bei einer Anzahl von Fäulniserscheinungen gewisser unterirdischer Pflanzenteile. Sorauer schlägt vor, unter der hypothetischen Annahme, daß diese Krankheiten durch Bakterien veranlaßt werden, dieselben mit dem allgemeinen Namen Rog oder Bakteriose zu bezeichnen. In Wahrheit handelt es sich aber hier meistens um ganz gewöhnliche Fäulniserscheinungen, welche das regelmäßige Endstadium anderer Krankheiten darstellen, bei denen nachweislich echte höhere Pilze oder auch andre äußere Faktoren die wirklichen primären Krankheitserreger sind, und nur in den infolge der Krankheit abgestorbenen Geweben fäulnisbewohnende Bakterien sekundär sich einfinden und durch die Fäulnis, die sie erregen, das Fortschreiten der Verderbnis des erkrankten Pflanzenteiles kräftig beschleunigen, nicht selten auch mit andern fäulnisbewohnenden Pilzen, insbesondere Schimmelpilzen im Bunde. Da es nun aber in einzelnen Fällen gelungen ist, durch Impfung gesunder Pflanzenteile mit von rogstanken Pflanzen entnommenen Bakterien ähnliche Fäulniserscheinungen hervorzurufen, so will eine Anzahl von Pathologen diese Bakterien auch als primäre Krankheitserreger aufgefaßt wissen. Auch sind einige Fälle von Hypertrophien, also von wirklichen Gallenbildungen bekannt geworden, bei denen Bakterien die Veranlassung sein sollen. Wir registrieren im folgenden alles, was von einschlägigen Thatsachen bekannt geworden ist. Es wird daraus ersichtlich, daß ein befriedigender Beweis für die Annahme pathogener Bak-

terien noch nicht geliefert worden ist, und daß man vielfach bei Krankheiten, die durch eine andre Ursache veranlaßt sein mögen oder deren Ursache nicht leicht aufzuklären war oder die wohl auch von den betreffenden Beobachtern zu ungenügend untersucht worden sind, sich mit der Annahme von Bakterien als Ursache zu helfen gesucht hat.

1. Die Nafsfäule der Kartoffelknollen ist häufig das Endstadium der durch *Phytophthora infestans* verursachten Kartoffelkrankheit; alles, was sich auf diese letztere bezieht, ist an der von dieser handelnden Stelle dieses Buches (vergl. Peronosporaceen) zu finden. Wenn die erkrankten Knollen in feuchtem Erdboden sich befinden oder auch wenn die Aufbewahrungsräume der Knollen im Winter feucht sind, so gehen die Knollen häufig in einen faulen Zustand über, den man mit obigem Namen bezeichnet, wobei sich das Fleisch des Knollens in eine jauchige, übelriechende Masse verwandelt. Es geschieht dies unter Einwirkung von Bakterien, welche massenhaft in dem flüssigen Brei enthalten sind. Die Wirkung dieser Bakterien besteht in einer Auflösung der Interzellularsubstanz und danach auch der Zellhäute des Kartoffelgewebes, während die Stärkekörner ziemlich unverändert bleiben und daher in der Sauche reichlich vorhanden sind. Die Bakterienform stimmt überein mit derjenigen, welche auch in vielen andern stärkeemehlhaltigen Pflanzenteilen beim Faulen derselben unter Wasser auftritt und mit dem Butter säurepilz, *Clostridium batyricum* *Præm.* (*Amylobacter Clostridium Tric.*, *Bacterium Navicula Keinke*) identisch ist, der ja überhaupt allverbreitet in der Natur ist. Dieser Spaltpilz hat die Form von Langstäbchen, welche meist lebhafteste Bewegung zeigen, allmählich aber mehr in die Spindelform übergehen, in welcher die Zelle im Innern an einem oder an beiden Enden eine glänzende Kugel, die Spore, bildet. In einem gewissen Entwicklungsstadium, besonders gegen das Ende der Zersetzung, zeigen diese Spaltpilze eine Erscheinung, die für den Butter säurepilz überhaupt charakteristisch ist, wenn er in stärkeemehlhaltigen Substraten sich entwickelt: seine Zellen färben sich entweder in der ganzen Länge oder nur an bestimmten Stellen mit Zolbläue schwarzblau, während sonst Bakterien nur bläugelb dadurch gefärbt werden; sie haben also unveränderte Stärkesubstanz gelöst in sich aufgenommen und aufgespeichert. Der bei der Nafsfäule der Kartoffelknollen häufig bemerkbare Butter säuregeruch rührt von diesem Pilze her. Der letztere ist ein sauerstoffziehender Pilz, daher entwickelt er sich auch innerhalb der Pflanzenteile weiter bei Luftabschluß. Die gebildete Butter säure ist das Gärungsprodukt dieser Bakterienwirkung. In den letzten Stadien der Nafsfäule tritt oft der Butter säurepilz mehr zurück, vielleicht wegen der Anhäufung von Butter säure, welche giftig auf ihn wirkt oder wegen reichlicheren Luftzutrittes, welcher dann andre Bakterienformen begünstigt. Auch an der Oberfläche nassfauler Knollen siedeln sich oft andre, sauerstoffbedürftige Bakterien an, besonders häufig das aus sehr kurzen Stäbchen bestehende, oft zu tafelförmigen Kolonien verbundene *Bacterium merismopedioides* *Zopf* (*Sarcina Solani Keinke*). Es können sogar gewisse Schimmelpilze auf den faulen Knollen sich einsinden, um so eher je trockener die Umgebung ist; und diese Pilze sind es denn auch vorwiegend, welche die sogenannte Trockenfäule der Kartoffelknollen begleiten, bei welcher im Gegenteil die Spaltpilze ganz zurücktreten; auch diese ist unten bei der Kartoffelkrankheit erwähnt.

Nafsfäule der  
Kartoffeln.

Obwohl es nun am nächstliegenden wäre, das *Clostridium butyricum* auch hier wie bei seinem sonstigen Vorkommen in der Natur als einen Saprophyten zu betrachten, welcher seine Entwicklungsbedingungen nur in einem Pflanzenteile findet, der schon durch einen andern Krankheitserreger getötet worden ist, haben einige Botaniker, besonders Reintke<sup>1)</sup> und Sorauer<sup>2)</sup>, ihn für eine primäre Krankheitsursache erklärt und wollen die Fäule der Kartoffelknollen als eine spezifische Krankheit aufgefaßt wissen, welche durch den genannten Spaltpilz charakterisiert sei, ebenso wie die eigentliche Kartoffelkrankheit durch den Pilz *Phytophthora infestans* charakterisiert ist. Die Genannten berufen sich, um dies zu begründen, auf die vermeintlich gelungene Erzeugung der Nafsfäule durch künstliche Infektion gesunder Knollen mit den Bakterien des *Clostridium*. Es hat damit folgende Bewandtnis. Bereits Gallier<sup>3)</sup> konnte durch Übertragung von Bakterien-schleim auf gesunde Knollen an diesen Fäulnisercheinungen hervorgerufen. Besonders aber haben Reintke und Sorauer solche Versuche gemacht. Sie verwundeten gesunde Kartoffelknollen und brachten in die Wundstellen Bakterien nassfauler Knollen und beförderten durch aufgelegtes nasses Filzpapier u. dergl. die Feuchtigkeit-verhältnisse, oder bedeckten die ganze Schnittfläche eines gesunden Knollens mit einer nassfaulen Kartoffel; sie sahen dann die Fäulung mehr oder weniger rasch auf den gesunden Knollen übergehen. Nun ist aber doch die gemachte Wunde an dem Knollen offenbar als der primäre schädliche Eingriff in den Organismus zu betrachten. Für einen Kartoffelknollen kann jede Wunde der Ausgangspunkt von Fäulnisercheinungen werden, sobald es dem hinter der Wunde gelegenen lebenden Gewebe nicht rechtzeitig gelingt, den schädigenden Wundstorf (I. S. 61) zu erzeugen. Und gerade die größeren Feuchtigkeitverhältnisse, welche die Nafsfäule begleiten und welche bei jenen Versuchen besonders groß waren, und vielleicht auch die durch die Bakterien erzeugten Gärungsprodukte scheinen das an der Wunde gelegene lebende Zellgewebe schwerer zur Wundstorbildung gelangen zu lassen, wodurch eben die gewöhnliche Wundfäule weniger Widerstand findet; in allen nassfaulen Knollen kommt es schwerer oder manchmal erst ziemlich spät, nachdem das am wenigsten Widerstand leistende Markgewebe des Knollens schon größtenteils ausgefault ist, zur Bildung einer Korkschicht, durch welche es dem noch übrigen Teile des Knollens gelingt, sich vor dem fortschreitenden Fäulnisprozesse zu schützen. Bei jenen Impfversuchen hat sich auch gezeigt, daß selbst die Wundflächen gegen die Bakterienvegetation Widerstand leisten, wenn sie nur der freien Luft ausgesetzt, also vor zu großer Nässe geschützt waren. Auch der Umstand, daß manchmal am Stielende des Knollens, welches auch eine Wundstelle ist, oder von den Lenticellen, oder von kleinen zufälligen Wundstellen aus, die Fäulnis den Anfang nimmt, deutet darauf hin, daß andre Faktoren die wirklich primären sind, und daß die Fäulnis mit ihren Bakterien erst sekundär nachfolgt. Der gewöhnlichste Bahnbrecher dieser Fäulnisprozesse ist aber, wie schon gesagt, die *Phytophthora infestans* bei der eigentlichen Kartoffelkrankheit, indem diejenigen Stellen der Knollen,

<sup>1)</sup> Die Fäulung der Kartoffel durch Pilze, Berlin 1879.

<sup>2)</sup> Der Landwirt 1877, Nr. 86. Handbuch der Pflanzentransmissionen. 2. Aufl. II. 1886, pag. 76, und allgemeine Brauer- und Hopfenzeltung. 1884, Nr. 12.

<sup>3)</sup> Reform der Pilzforschung 1875, pag. 9.

welche von diesem Pilze angegriffen und getötet sind, eben die gewöhnlichen Ausgangspunkte der Fäule darstellen. Sehr richtig sagt Sorauer selbst, daß man jede gesunde Knolle unfehlbar naßfaul unter Entwicklung des *Clostridium* machen kann, sobald man sie einige Zeit unter Wasser getaucht hält; hier ist eben die primäre Ursache der Verderbnis die, daß man den Knollen dadurch zum Erstickungstode bringt und erst sekundär fäulen sich in dem getöteten Körper die Fäulnisbakterien an. Gegen die Annahme daß die Buttersäurebakterien die eigentliche und alleinige Ursache der Knollenfäule der Kartoffeln seien, würde auch schon die Überlegung sprechen, daß diese Bakterien zu den gemeinsten, nirgends im Erdboden fehlenden Organismen gehören und daß ein stetiger Befall der Kartoffeln von Knollenfäule die notwendige Folge sein müßte, wenn diese Bakterien an und für sich Krankheitserreger wären.

2. Der weiße oder gelbe Rog der Hyacinthenzwiebeln. Rog der Hyacinthen. Zu der Zeit, wo die Hyacinthenzwiebeln aus dem Boden ausgehoben worden sind und zum Nachreifen in der Erde eingeschlagen liegen, besonders wenn in dieser Zeit reichliche Niederschläge eintreten, verderben manchmal zahlreiche Zwiebeln, indem sie ein fast gefocktes Aussehen annehmen und sich in eine schmierige, stinkende Masse verwandeln. Da manche Zwiebeln um diese Zeit nur erst kleine Anfänge von Fäulnis zeigen, so werden solche Zwiebeln oft mit auf die Stellagen übertragen und die Verderbnis solcher angegangenen Zwiebeln macht dann hier weitere Fortschritte, besonders wenn dieselben dicht übereinander liegen. Die Krankheit ist schon von Regen<sup>1)</sup> erwähnt worden. Nach den Erfahrungen Lactner's<sup>2)</sup> ist diese Verderbnis nicht an bestimmte Sorten gebunden, aber bei denjenigen am häufigsten, deren Saub und Zwiebel am fleischigsten sich entwickeln, wie überhaupt die besonders üppig getriebenen Zwiebeln dazu am meisten geneigt sind, so daß die Zwiebel am meisten gefährdet zu sein scheint, wenn sie im unvollständig ausgereiften Zustande aus ihrem natürlichen Wachstumsorte genommen wird. Genauere Untersuchungen über die Erscheinung<sup>3)</sup> hat Sorauer<sup>4)</sup> angestellt. Er fand die Anfänge der Erkrankung schon an Pflanzen, die noch im Lande stehen, wenn die Blätter erst halbwüchsig sind und die Blüten sich in voller Entwicklung befinden, indem dann die Blätter von den Spizen aus anfangen gelb zu werden, der Blütenstiel sich zu strecken aufhört und die Blüten unvollständig sich entfalten; schon zur Zeit des ersten Austreibens der Zwiebel wurde die Krankheit bemerkt, indem der kaum hervorgekommene Blattkegel geschlossen blieb. Es liegen sich dann bereits in der Zwiebel mehr oder weniger deutlich Fäulstellen von matt gelblichem oder gelblichem, in der Mitte braunem Aussehen erkennen, und manchmal konnte man die mittleren Blätter aus der Zwiebel herausziehen, weil ihre Basis verfault war. In den späteren Stadien ist das Vorhandensein einer gelblich weißen, schleimigen Masse in der Zwiebel besonders charakteristisch; dieselbe tritt oft von selbst aus den an der Spitze angeschnittenen Zwiebeln heraus, wenn sie auf den Stellagen liegen. Gewöhnlich finden sich an der fauligen Masse Angulikuliten und Milben, die fast stän-

<sup>1)</sup> Pflanzenpathologie Berlin 1841, pag. 168.

<sup>2)</sup> Der deutsche Garten. 1878, pag. 54.

<sup>3)</sup> Der weiße Rog der Hyacinthenzwiebeln. Deutscher Garten 1881, pag. 193.

digen Begleiter der Fäulnis saftreicher Pflanzenteile. Aber immer sind natürlich auch säunischbewohnende Pilze vorhanden, und von diesen sind es die Bakterien, welche Sorauer auch hier wieder als den eigentlichen Veranlasser der Zerstörung ansieht. Indessen läßt sich aus Sorauer's Beobachtungen durchaus kein bestimmtes Urteil über die wahre Ursache dieser Verderbnis gewinnen. Es sind zwei ganz verschiedenartige Pilze, welche er hierbei meist beisammen gefunden und denen beiden er auch einen Anteil an der Krankheit zuschreibt. Das eine ist ein Schimmelpilz, der den vollkommenen *Hypomyces* angehört und den er *Hypomyces Hyacinthi* genannt hat. Derselbe besitzt große Ähnlichkeit mit dem bei der Kartoffelfäule auftretenden *Hypomyces Solani*. In seiner üppigsten Entwicklung bedeckt er die erkrankte Stelle mit einem weißen Flaum, der sich bald zu einem weißen Pilz verdichtet; auf diesem erheben sich garbenartige Fadenbündel, von der Form einer *Isaria*, an welcher ellipsoidische, oft schwach gekrümmte, meist vierjährige Konidien, also von der Form eines *Fusicladium*, abgekönnert werden. Auch kommen auf kurzen Fadenzweigen einzeln stehende, füngelge, feinwarzige Dauerkonidien, von der Form eines *Sepedonium* vor. Die Ascosporenfrüchte des Pilzes erhielt Sorauer in ganz verkauten Zwiebeln; sie stellen kleine Gruppen von lebhaft roten, in einen Hals ausgezogenen 0,3 bis 0,45 mm hohen Perithezien dar, welche nach Rau und Sporenstäuchen der Gattung *Hypomyces* angehören. Nach Sorauer findet sich dieser Pilz fast immer in den roßigen Zwiebeln; aber sein Mycelium geht manchmal nicht soweit als die Erkrankung des Gewebes bereits fortgeschritten ist; in andern Fällen wieder sei er aber schon in den noch festen Zwiebelknospen, also bereits vor der eigentlichen Erkrankung, nachzuweisen. Die andern gewöhnlichen Begleiter des Zwiebelroßes sind Bakterien. Es sind Cocci- und Stäbchenformen, welche Sorauer wegen des meist eintretenden stechenden Buttersäuregeruches zu *Clostridium butyricum* gehörig betrachtet. Wasser<sup>3)</sup>, welcher ebenfalls die Bakterien als Ursache der Erkrankung ansieht, nennt dieselben *Bacterium Hyacinthi*. Nach ihm treten die Bakterien zuerst in den Gefäßen auf und gehen von da aus in das umgebende Gewebe über. Sorauer stützt nun seine Ansicht darauf, daß in den Zellen der erweichenden Zwiebelknospen immer Bakterien vorhanden seien, noch bevor das Mycelium jenes *Hypomyces* sich nachweisen lasse; der Inhalt dieser Zellen habe ein trübes, gelbliches Aussehen, das durch die Bakterien verursacht wird, bisweilen sei auch nur der Zellkern mit diesen Organismen angefüllt. Nach Sorauer ist der *Hypomyces* nur eine Begleiterscheinung des Roßes, die Bakterien vielmehr geben durch ihre Einwanderung den ersten Anstoß zur Fäulnis. Gleichwohl sagt er, daß „eine vollkommen gesunde“ Zwiebel nicht angegriffen werde, sondern daß „prädisponierende Faktoren“ hinzutreten müssen; und dies seien bald übermäßige Feuchtigkeit, bald Verwundungen, die beim Ausheben der Zwiebeln vorkommen, bald auch andre Pilzinfektionen, weshalb der Roß auch mit der Ringelkrankheit oft gemeinsam auftrete. Man könnte also doch die Sache auch so aufassen, daß eben andre Faktoren verschiedener Art die primäre Krankheitsursache bilden, und daß der Roß eine gewöhnliche Wundfäule oder Todeserscheinung ist, die bei so saftreichen Organen, wie die Zwiebeln sind, eben

<sup>3)</sup> Botan. Zentralbl. 1883, XIV, pag. 315, und Archives Neerlandaises, 1888, pag. 1.

unter diesen Fäulnisprozessen und Bakterien-Entwickelungen sich vollzieht. Die Beobachtung, welche die Zwiebelzäcker gemacht haben, daß auf Ländereien, wo Moß einmal vorhanden ist, derselbe leicht wiederkommt, sowie daß nasse Witterung und frischer Dung die Krankheit begünstigt, spricht eben auch zunächst nur dafür, daß die Hyacinthenzwiebel gegen allerhand ungünstige Faktoren empfindlich ist und dann unter den beschriebenen Symptomen abstirbt. Für eine pathogene Bakterienwirkung fehlt wenigstens bis jetzt der Beweis. Als wichtigster Schutz wird sich immer Vermeidung zu großer Feuchtigkeit des Bodens empfehlen.

3. Moß der Speisewiebeln nennt Sorauer<sup>1)</sup> Fäulnisercheinungen Moß der Speisewiebeln. durch welche bisweilen Speisewiebeln im Boden erkranken und welche denen der Hyacinthenzwiebeln sehr ähnlich sind. Obgleich hier gewöhnlich das Mycelium von *Betrytis cana*, welche als Parasit der Zwiebelpflanze anerkannt ist, gefunden wird, und nicht selten auch ein *Hypomyces* wie bei dem Hyacintheitropf auftritt, hält Sorauer die bei dieser Zwiebelzäcke ebenfalls sich zeigenden Bakterien wiederum für die primäre Ursache, und zwar hauptsächlich auf Grund der Beobachtung, daß eine gesunde Speisewiebel, welche auf eine nassfaule Kartoffelfknolle (S. 21.) „unter Luftsabschluss“ aufgelegt wurde, nach 15 Tagen an der Berührungsstelle eine 2 mm tiefe janchige Wunde zeigte, woraus der Genannte den Satz ableitet: der Kartoffelzropf übertrage sich auf die Zwiebeln. Es ist klar, daß dieser Versuch nicht beweist, daß die Bakterien die Veranlasser der Beschädigung sind, weil nicht gezeigt ist, daß Luftsabschluss und dauernde Bedeckung mit einem feuchtschleimigen Körper nicht allein schon der Zwiebel schaden. Ubrigens sind es allerhand Bakterien, welche Sorauer in faulen Zwiebeln gesehen hat: teils Coccen, teils Kurzstäbchen, teils mit Zod sich bläuernde Buttersäurepilze, teils lange Stäbchen, teils geschlängelte oder gebrochene Fäden. Die Fäulnis des Gewebes geschieht nach ihm unter starker Aufquellen der Interzellularsubstanz, wobei die Innenschicht der Zelhäute zunächst übrig bleibt; zuletzt zerfällt Inhalt und Wand der Zellen in eine grobkörnige, braune Masse. Andererseits sah Sorauer Zwiebeln, die einen gesunden Wurzel- und Blattkörper entwickelt hatten, wochenlang mit ihren Wurzeln ohne zu erkranken in der als Impfmateriale verwendeten roßigen Schleimmasse umher wachsen und den Laubkörper kräftig in der Luft entwickeln.

Van Tieghem<sup>2)</sup> sah nach Einimpfung von *Amylobacter* (*Clostridium butyricum*) in Wunden der Kartoffeln und der Mohledonen von *Vicia Faba* sowie in Wunden von Gurken und Melonen Verfaulung des Gewebes eintreten. Dagegen trat an grünen Pflanzenteilen dieser Erfolg nicht ein, desgleichen nicht an Wasserpflanzen, deren Luftläden mit bakterienhaltigem Wasser injiziert wurden.

4. Der Kartoffelschorf, den wir bereits unter den Erscheinungen der Wundfäule erwähnt haben (I. S. 25), wird von manchen Forschern neuerdings für eine Bakteriose angesehen, d. h. für eine Krankheit, bei welcher Bakterien die primäre Ursache sind. Schorrig nennen wir Kartoffelknollen, wenn ihre Schale nicht glatt, sondern rauh ist durch mehr oder weniger zahlreiche Stellen, die bald etwas erhaben, bald etwas vertieft sind,

Schorf der  
Kartoffeln.

<sup>1)</sup> Handbuch der Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II. 1886, pag. 104, und allgem. Brauer- und Hopfenzeitung 1884, Nr. 12.

<sup>2)</sup> Bull. de la soc. bot. de France 1884, pag. 299.

und an denen statt der Korkschicht mit angrenzendem weißfleischigen Gewebe ein totes, braunes, mürbes Gewebe vorhanden ist.

Bolley<sup>1)</sup> hat bei Untersuchung sehr verschiedenartigen Materials in Nordamerika beständig Bakterien in der schorfigen Zone selbst gefunden; er unterscheidet hier eine Anzahl Formen, welche zu den im Erdboden allverbreiteten Formen gehören, wie *Bacillus subtilis* etc. und denen er auch keine Beziehung zum Schorf zuschreibt; dagegen finde sich beständig eine sehr kleine mikrococcenähnliche Bakterienform unterhalb der Schorffstelle an der Grenze zwischen dem toten und dem lebenden Gewebe, und zwar in dem lebenden Protoplasma der Parenchym- und der jungen Korkcambiumzellen. Bolley übertrug aus der bezeichneten bakterienführenden Gewebewone die Schorfbakterie in Reinkulturen auf Gelatineplatten und erhielt 0,007 mm lange und 0,001 mm breite Stäbchen, welche, wenn der Nährboden zu verdünnen begann, sich teilten bis nahezu zur kugelförmigen Form von 0,0007 bis 0,0008 mm Größe, wie sie im lebenden Gewebe vorkommen, und bildeten endlich arthrospore Dauerformen; Bolley stellt den Pilz daher zur Gattung *Bacterium*. Der saure Kartoffelsaft verhindert ihre Vegetation nicht, indes wachsen sie in neutralem oder alkalischem Medium besser. Die Schorfbakterie sei daher sowohl saprophytisch, als auch facultativ parasitär. Durch den Reiz dieses Pilzes auf das lebendige Gewebe werde eine schnellere Zellvermehrung eingeleitet, wie sie gewöhnlich unterhalb der Schorffstellen zu bemerken ist. Bolley hat auch Infektionsversuche ausgeführt, indem er junge Knollen ohne sie vom Stocke zu lösen, nach geschehener Reinigung durch Abbürsten und Abspritzen in Gläser einführte, die mit sterilisierter Erde angefüllt und dann mit bakterienhaltigem Wasser begossen wurden. Die unter solchen Umständen weiter wachsenden Knollen erwiesen sich später mehr oder weniger schorfig, während die nicht mit Bakterien behandelten Knollen gesund und glatt waren. Das was nach bisherigen Erfahrungen als begünstigend für den Schorf sich erwiesen hat, wie direkt aufeinanderfolgender Kartoffelbau auf demselben Acker, Stallmistdüngung, Asche und Kalkzufuhr, stelle sich daher als bakterienbefördernd heraus, Asche und Kalk wegen der Alkalinität. Wasserüberschuß, der ebenfalls schorfbefördernd wirkt, steigere die Lenticellenwucherung zur leichteren Einwanderung des Parasiten. Der Genannte will daher als Maßregel gegen den Schorf angewendet wissen: Auswahl schorf freier Saatknohlen, Reinigung und Desinfektion derselben durch 1 1/2 stündiges Einweichen in eine einprozentige Lösung von Quecksilbersublimat. — Unabhängig von Bolley hat gleichzeitig Thaxter<sup>2)</sup> Untersuchungen über den Kartoffelschorf angestellt, wobei die in Südconnecticut auftretende Krankheit ihm als Material diente. Die Anfänge der Schorffstellen begannen von den Lenticellen als bräunliche oder rötliche Flecken unter abnormer Korkproduktion. An den Rändern der jüngeren Flecke wurde eine graue Entfärbung wahrgenommen, die sich namentlich im feuchten Raume stark vermehrte und aus feinen, 0,0008–0,0009 mm dicken geraden oder spiralförmigen Stäbchen bestand, die in stäbchenförmige Glieder sich zerteilten und in dieser Form

<sup>1)</sup> Potato scab, a bacterial Disease. Extracted from the Agric. Science 1890 IV, pag. 243, cit. in Zuit Botan. Jahresber. 1890 II., pag. 264. Vergl. auch Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 36 und II. 1892, pag. 40

<sup>2)</sup> The Potato „Scab“. Annual Report of the Connecticut Agric. Exper. Station 1890, cit. in Zuit, botan. Jahresber. 1890. II, pag. 266.

auch in Tropfenkultur sowie auf festem Medium sich entwickelten. Von solchen Pepton-Agar-Kulturen wurde Impfmaterial teils in kleine Wunden, teils auf die unverletzte Schale von Kartoffelknollen geimpft. Bei jungen Knollen ergab, die Übertragung der Organismen an jeder beliebigen Stelle Schorfbildung, an einer nahezu reifen Knolle versagte aber die Impfung. Thaxter hält den Pilz für einen Hyphomyceten und kommt unter Hinweis auf Volley's Angaben zu dem Schlusse, daß zwei verschiedene Organismen als Ursache des Schorfes angenommen werden müssen: die Volley'sche Bakterie vermöge nur ganz junge Knollen anzugreifen und erzeuge einen Oberflächenschorf, wo das verlornte Gewebe mehr vorspringend sei, der von ihm beschriebene Pilz dagegen könne auch ziemlich große Knollen angreifen und bewirke einen Tiefschorf, wo die erkrankten Stellen eine Vertiefung bilden. Der oben (pag. 18) erwähnte, von Spongospora begleitete Schorf ist eine von diesem verschiedene Erscheinung.

Der Schorf der Runkel- und Zuckerrüben soll nach der von Volley<sup>1)</sup> in Nordamerika darüber angestellten Untersuchungen identisch sein mit dem vorewähnten Tiefschorf der Kartoffeln, denn derselbe parasitäre Organismus, der den letzteren verursacht, sei auch hier von ihm gefunden worden. Die Krankheit entstehe, wenn schorfige Kartoffeln vorher auf dem Acker gewachsen sind, und die Krankheitskeime sollen sich mehrere Jahre von einer Bestellung zur andern erhalten.

Schorf der Rüben.

5. Der Elbaumkrebs oder die Bakterienknoten des Elbaums. Bakterienknoten des Elbaums.  
Mit diesem Namen ist eine Krankheit der Elbäume bezeichnet worden, die im südlichen Frankreich, Italien und Spanien nicht selten ist und dort loupes, gales, beziehentlich rogna genannt wird. Die Zweige sind mit kugelförmigen Anschwellungen bis über Nußgröße bedeckt, die mannigfach rissig oder durch Spalten lappig und faltig erscheinen und in der Mitte eine Vertiefung besitzen, welche durch Zerfetzung des Gewebes entstanden ist. Diese Epiknnoten vertrocknen ziemlich früh und ziehen oft ein Absterben des Zweiges nach sich. Nach Savastano<sup>2)</sup> kommen diese Anschwellungen an Zweigen ein- bis fünfzehnjähriger Stämme, seltener an Wurzeln, Knospen, Blättern und Blüten vor. Bei ihrer Entstehung sollen allerhand Gelegenheitsursachen als Wunden, ungünstige Boden-, Feuchtigkeits- und Düngungsverhältnisse, sowie Bitterungseinflüsse mitwirken; die Ursache sei eine „Bakterie der Elbaum-Tuberkulose“, wie er diese Krankheit nennt. Mit diesem Pilze seien ihm erfolgreiche Krankheitsübertragungen mittelst Impfung geglückt. Diese Bakterienknoten sollen in der Nähe der Cambialzone dadurch entstehen, daß zunächst ein Bakterienherd sich bildet, der dem bloßen Auge als durchscheinender Fleck entgegentritt und um welchen herum das Gewebe hypertrophiert, so daß die Geschwulst unter Vermehrung der Bakterien wächst; zuletzt reißt die Rinde der Geschwulst auf. Prillieux<sup>3)</sup> hat das konstante Vorkommen von Bakterien in diesen Krebsknoten bestätigt. Schon in jungen,

<sup>1)</sup> A disease of beets, identical with Deep Scab of pat atoots. Government agric. Exper. Station for North Dakota. Fargo. Dec. 1891.

<sup>2)</sup> Annuario R. Scuola Super. d'Agric. in Portici. V. pag. 131, cit. in Just Bot. Jahressb. 1885. II, pag. 506. Auch Compt. rend. 20. Dezember 1886.

<sup>3)</sup> Les tumeurs a bacilles des branches de l'olivier et du pin d'Alep. Nancy 1890.



höchstens 2 mm dicken Aufschwellungen sind dieselben zu finden. Diese Aufschwellungen bestehen aus hypertrophiertem Rindengewebe; sie sind aus isodiametrischen Parenchymzellen gebildet, welche dünne Wandungen besitzen, hier und da finden sich verholzte sklerenchymatische Zellen. Das Rindergewebe wird bald von dem gesamten Rindenkörper, bald nur von dem unter der Bastfaserhaut liegenden Gewebe produziert. In der Nähe des Gipfels des Knotens findet man einen oder mehrere Bakterienherde; es sind unregelmäßige Gewebeflächen, die mit toten Zellen ausgekleidet sind und eine trübe, weiße Substanz enthalten, die ausschließlich aus Bacillen besteht. Inzwischen wächst der übrige Teil des Knotens noch lebhaft fort. Es bilden sich dann noch weitere isolierte kleine Herde, die sich allmählich vereinigen, und so kommen die großen Vacinen am Gipfel des Krebsknotens zu stande, welche sich mehr und mehr in das Centrum der Geschwulst einsenken, weil diese an den Rändern lebhaft fortwächst, wodurch die Geschwülste die Gestalt von Kratern bekommen. Das Gewebe soll dann immer mehr verholzen und es bilden sich geschlängelte, fadenförmige Gefäßelemente, ähnlich wie im Naserholze. An älteren Geschwülsten sollen auch im Holzkörper Bakterienherde sich finden.

Bakterienknoten  
der Aleppofeier.

6. Die Bakterienknoten der Aleppofeier. Eine der vorigen Krankheit durchaus analoge Erscheinung kommt nach Billemin und Prillieux (l. c.) besonders auf einem Strich von 12 Hektaren bei Coaraze in den Alpes-Maritimes an der Aleppofeier vor, die dadurch mit Zerstörung bedroht ist. Die Knoten sind hier noch größer, zeigen auch nicht das kraterförmige Aussehen durch das Absterben der Centralpartie, sonst aber ist die Übereinstimmung vollständig, auch bezüglich der Bakterien, die sich darin finden. Der Holzkörper des Zweiges geht hier vollständiger mit in die Hypertrophie des Gewebes über, wobei namentlich die Markstrahlen sich auffallend vergrößern und Bakterienherde enthalten. Die Reizwirkung der durch die Bakterien bewirkten Gewebezzerstörung auf das im Umfange der Herde liegende lebende Gewebe äußert sich hier in noch viel stärkerer Zellvermehrung als bei der Olive.

Rosenrote  
Weizenkörner.

7. Rosenrote Weizenkörner. Man sieht mitunter Weizenkörner, welche im übrigen meist regelmäßig gebildet, aber eigentümlich rosenrot gefärbt sind. Nach Prillieux<sup>1)</sup> ist der Sitz der Färbung die sog. Kleberschicht des Endosperms, oft auch der Embryo und der Umkreis von Höhlungen, welche bisweilen im Innern des Korns vorhanden sind. In den farbigen Partien befinden sich Massen von Spaltpilzen, bestehend aus Mikroccoen und Kurzstäben. Dieselben bewirken eine Lösung der Zellwände der Kleberschicht und der zwischen dieser und der Samenschale liegenden hyalinen Zellschicht. Die erwähnten Höhlungen sind mit wolfigen Bakterienmassen ausgekleidet, und die unter den letzteren liegenden Zellen zeigen die Stärkekörner mehr oder weniger aufgelöst; zuletzt verschleimen auch die Gänge dieser Zellen. Die äußeren Bedingungen dieser Veränderung sind noch nicht erforscht.

Gummofis der  
Tomaten.

8. Bei einer als „Gummofis der Tomaten“ bezeichneten Krankheit, wobei die Stengel dieser Pflanzen unter Bräunung und Vertrocknung der Blätter umfallen infolge einer am Stengelgrunde eingetretenen Fäulnis unter reichlicher Gummibildung, soll nach Gomes und von Thünen<sup>2)</sup> ein Bacte-

<sup>1)</sup> Ann. des sc. nat. 6 sér. Bot. T. VIII. pag. 248.

<sup>2)</sup> v. Thünen, Bekämpfung der Pilzkrankheiten. Wien 1886, pag. 79.

rium Gummis *Comm.* die Veranlassung sein. Auch bei *Capsicum annuum* und vielen andern Kräutern soll diese Erkrankung vorkommen. von Thünen nimmt an, daß infolge von Risse die Pflanzen an einzelnen Stellen aufreißen und daß an diesen Stellen die Bakterien sich ansiedeln.

9. Eine in Nordamerika verbreitete, als Feuerbrand oder Zweigbrand (*Pear blight*) bezeichnete Krankheit der Birnbäume und anderer Pomaceen wird von Burill und von Arthur<sup>1)</sup> als von Bakterien verursacht angesehen. Der in dem erkrankten Gewebe in großer Menge enthaltene Spaltpilz wird *Micrococcus amylovorus* genannt, er tritt auch in zoogloenartigen Kolonien auf, die meist wurmförmige Gestalt haben. Arthur will durch Impfung mit diesen Bakterien die Krankheit von einem Stamm auf einen andern übertragen haben, während durch Säfte aus kranken Teilen, welche durch Filtration von den Keimen befreit sind, keine Übertragung stattfinden soll. Die Impfung habe nur bei Pomaceen Erfolg, Übertragung auf Nicht-Pomaceen gelingt nicht. Nach Walke<sup>2)</sup> sollen auch die Birnbästen durch den Pilz infiziert werden; der letztere vermehre sich im Nektar der Blüten und werde durch Insekten übertragen.

10. Das Auftreten kleiner, brauner Flecke auf der Schale der Drangen, Zitronen und verwandter Früchte (*la traversure des oranges*) will Savastano<sup>3)</sup> auf eine „Bakterie der Drangenflecken“ zurückgeführt wissen, die er gezüchtet und durch deren Impfung er die Krankheit übertragen haben will.

11. In schwarzen Flecken der Maulbeerbücher in Verona fanden Cuvoni und Garbini<sup>4)</sup> Bakterien, welche in Kulturen in feuchten Kammern zu Kolonien von *Diplococcus* sich entwickeln, die auf Gelatine und auf Kartoffeln reingezüchtet wurden. Die Genannten übertrugen Material dieser Reinkulturen auf gesunde *Morus*-Blätter, die in feuchter Kammer gehalten wurden und die dann auch schwarze Flecken im Blattgewebe erscheinen ließen. Durch Versuche mit Blattfraß und Injektionen wollen sich die Genannten überzeugt haben, daß diese Laubkrankheit mit der als Schlafsucht bekannten Seidenraupenkrankheit im Zusammenhange liege.

12. In schwarzbraunen Flecken, die im Mai auf den jungen Trieben und Blättern verschiedener Varietäten von *Syringa* in einer holländischen Baumschule seit einigen Jahren auftraten, beobachtete Sorauer<sup>5)</sup> Bakterienherde in dem kranken Gewebe, durch welche die Zellen teilweise aufgelöst und so kleine Höhlen im Gewebe erzeugt wurden. Die Bakterien haben die Gestalt etwas ovaler Mikrococken. Sorauer sieht sie für die primäre Krankheitsursache an, das üppige Mycelium von *Botrytis* oder *Alternaria* oder *Cladosporium*, welches in dem kranken Gewebe wuchert, hält er für eine sekundäre Einwanderung.

13. Eine Bakterienkrankheit der Weintrauben wollen Eugini und Macchiati<sup>6)</sup> in Oberitalien entdeckt haben, wobei die Beeren braun werden, dann gänzlich zusammenstürzen und zerbrechlich werden. Ein beweglicher

Orangensfleck.

Schwarze Flecke der Maulbeerbücher.

Schwarze Flecke der *Syringa*.

<sup>1)</sup> Annal. Report of the New-York agric. exper. station for 1884 u. 1887, cit. in Zucht. botan. Jahrbuch. 1887, II, pag. 352.

<sup>2)</sup> Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten 1892, II, pag. 345.

<sup>3)</sup> Bolletini della soc. dei Naturalisti I, 1887, pag. 77.

<sup>4)</sup> cit. in Zucht. botan. Jahrbuch. 1890, II, pag. 267.

<sup>5)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 186.

<sup>6)</sup> cit. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 22.

Bacillus, welcher Gelatine verflüssigt, soll aus den kranken Beeren erhalten worden sein und wird für die Ursache der Krankheit ausgegeben.

Mosaikkrankheit  
des Tabaks.

14. Die sogenannte Mosaikkrankheit des Tabaks besteht in dem Auftreten einer mosaikartigen Färbung von hell- und dunkelgrünen Flecken an den Blättern junger, auf das Feld verpflanzter Tabakspflanzen. Die dunkleren Stellen zeigen stärkeres Wachstum, während die helleren später absterben, wodurch unregelmäßige Krümelungen am Blatte entstehen. Nach A. Mayer<sup>1)</sup> liegt die Ursache weder im Boden noch in Mycelpilzen oder Tieren, dagegen werden Bakterien als Ursache vermutet, denn wenn man den Saft kranker Pflanzen auf die Rippe eines älteren Blattes bringe, so sollen nach 10 bis 11 Tagen die jüngsten Blätter erkranken, während das direkt geimpfte Blatt verschont bleibe; durch Filtrieren werde dem Saft seine Ansteckungsfähigkeit genommen. Die Sache bedarf jedenfalls einer nochmaligen Prüfung.

Feuchter Brand  
der Kartoffel-  
Stengel.

15. Unter dem Namen „feuchter Brand“ beschreiben Brilleux und Delacroix<sup>2)</sup> eine Erkrankung der Basis der Kartoffelstengel und der Petalogrammenstengel, die im Jahre 1890 an verschiedenen Orten Frankreichs aufgetreten ist. Der Beschreibung nach erinnert die Erscheinung an die Schwarzfäulnis der Kartoffelstengel, wobei der Fraz der Karve der Mondfliege oder nach Sorauer auch ein Fusarium (s. unten) die Ursache sein kann. Jedoch sollen in dem absterbenden, zusammenfallenden und sich bräunenden Gewebe des Stengels weder Insektenspuren noch Mycelpilze zu finden sein; aber die Zellen sollen von Bakterien wimmeln, welche die Beobachter Bacillus caulivorus nennen und welche 0,0015 mm lang und die Hälfte ein Drittel so breit sein sollen; ob der Pilz von andern, bei ähnlichen Erkrankungen auftretenden Spaltpilzen verschieden ist, sei nicht entschieden. Auch auf Bohnen und Lupinen sollen sich die Bacillen haben übertragen lassen, bei andern Pflanzen sei das nicht gelungen.

Kotpflegigkeit  
von Sorghum.

16. Eine von Palmerj und Comes<sup>3)</sup> beschriebene Erscheinung an Sorghum saccharatum, wobei Alkoholgärung nicht bloß in abgetrennten Stengeln, sondern auch in der lebenden Pflanze vorkommt unter Lösung der erkrankten Stengel. Die Gärung folge den Gefäßbündeln und verbreite sich von da auch in das Grundgewebe. Als Gärungserreger sollen sich in den Zellen Massen von Saccharomyces ellipsoideus und von Bacterium Termo finden, von denen angenommen wird, daß sie durch die Spaltöffnungen eindringen. Auch in Nordamerika ist an Sorghum eine Krankheit von Kellermann<sup>4)</sup> beschrieben worden, bei welcher die Blätter Flecken bekommen, bisweilen auch die Wurzeln und die Stengelbasis erkrankt sind und wobei ein als Bacillus Sorghi benannter Spaltpilz gefunden wurde, der bei Injektionen gesunde Pflanzen angestekt haben soll.

Sereh des  
Zuckerrohres.

17. Die Sereh-Krankheit des Zuckerrohres. Die Zuckerrohrkulturen auf Java werden seit ungefähr 14 bis 15 Jahren von einer mit dem vorstehenden javanischen Namen belegten Krankheit heimgesucht, welche besonders seit etwa 9 Jahren in beunruhigender Weise zugenommen hat. In Mittel-Java, welches am stärksten zu leiden hat, ging 1889 die Ernte um

<sup>1)</sup> Landw. Versuchsstationen XXXII. 1886, pag. 451.

<sup>2)</sup> Compt. rend. 21. Juli 1890. — Vergl. auch Galloway, Journ. of Mycol. VI. 1893, pag. 114.

<sup>3)</sup> cit. in Zust. botan. Jahresber. 1883 I, pag. 315.

<sup>4)</sup> cit. in Journ. of mycolog. Washington 1889. Vol. 5, pag. 43.

$\frac{1}{3}$  gegen die von 1887 zurück, was etwa einem Verluste von 5 Millionen holl. Gulden entspricht<sup>1)</sup>. Die Krankheit äußert sich darin, daß die Stängelglieder außerordentlich verkürzt bleiben, so daß oft gar kein Stängel mehr, sondern nur noch sächerartige Blattbüschel gebildet werden, weil zugleich zahlreiche Seitentriebe nebst Wurzelzweigen auftreten. Dabei ist der Wurzelapparat im Boden von vornherein wenig entwickelt oder vielfach abgestorben. Die von erkrankten Pflanzen genommenen Stecklinge erkranken in der Regel ebenso, können jedoch nach Benedek<sup>2)</sup> auch gesunde Pflanzen liefern. Die Quantität und Qualität der Zuckeransabeute ist bei den kranken Pflanzen sehr vermindert. Man findet mancherlei tierische und pflanzliche Organismen welche wahrscheinlich sekundär an der Zerstörung der Pflanzen sich beteiligen. Die primäre Ursache ist bisher nicht aufgeklärt; manche haben sie in Nematoden gesucht, wofür das Aussehen der kranken Pflanzen zu sprechen scheint, andre auf Bodenerschöpfung oder auf die Kulturmethode, noch andre auf Bakterien, und die letztere Meinung hat neuerdings immer mehr Wahrscheinlichkeit gewonnen. Nach den Untersuchungen Krüger's<sup>3)</sup> findet man eine große Anzahl Übergänge von den extremen Erkrankungsformen bis zum Habitus der gesunden Pflanze, und die Erkrankung tritt nicht bloß beim jungen Rohr auf, sondern kann auch ältere, bis dahin normal entwickelte Pflanzen ergreifen. In letzterem Falle sind die unteren Stängelglieder normal, und die unterbleibende Streckung der Stängelglieder und das Auswachsen der Seitentriebe tritt erst an den oberen Stängelteilen auf und führt erst dort zu der sächerigen Buschform der Pflanze. Charakteristisch für die Krankheit ist die Art, wie die Blätter vorzeitig absterben; dies geschieht nämlich nicht wie bei andern Krankheiten vom Rande her mit am längsten saftig bleibender Mittelrippe, wobei sich zuletzt das Blatt leicht von selbst ablöst; sondern das Absterben findet ganz unregelmäßig statt, und zwar so, daß die Mittelrippe zuerst zu funktionieren aufhört und das umgebende Blattgewebe noch frisch ist und erst infolge dessen absterbt, wobei die Blätter nicht normal abreißen und ihr aufgespeichertes organisches Material nicht in den Stängel zurückführen und auch die Nektare behalten lange am Stängel sitzen zu bleiben. Die nächste Veranlassung dieser Erscheinung und damit das erste Anzeichen der Sereh fand nun Krüger in dem Auftreten einer intensiven roten Färbung in den Gefäßbündeln, oft zuerst an den Stellen der Stängelnoten, wo die Stränge in das Blatt abgehen; in den Internodien zeigen sie sich als lange, rote Linien und zwar manchmal an Stellen, unter denen der Stängel noch ganz gesund erscheint. Krüger sieht darin lokalisierte Infektionsstellen und vermutet daher eine Übertragung der Krankheit durch die Luft. Die Ausbreitung der Sereh durch die Benutzung rotstängiger Stecklinge deutet auch darauf hin, daß in dieser Veränderung der Gefäßbündel der Anfangszustand der Krankheit zu suchen ist. In den rotgefärbten Partien sind aber keine tierischen Parasiten wahrnehmbar; der Inhalt der Zellen ist abgestorben, die Wandungen sind teils gequollen, teils zerstört und der Saft des roten Farbstoffes, der durch Alkohol ausziehbar ist. Wohl aber fand Krüger in den Gefäßen der roten Fibrovasalstränge Bakterien, welche dem *Bacterium Termo* gleich zu sein scheinen,

<sup>1)</sup> Botan. Zeitg. 1891, Nr. 1.

<sup>2)</sup> Bericht d. Versuchstation für Zuckerrohr in West-Java I, 1890.

<sup>3)</sup> Mededeelingen van het Proefstation Midden-Java te Samarang 1890.

und hält daher diese für die Ursache, die Sereh also für eine Bakteriose.<sup>1)</sup> Die Krankheit würde hiernach ganz analog sein der oben erwähnten Krankheit von *Sorghum saccharatum*. Auch der Gang der Ausbreitung der Sereh deutet auf Übertragung durch die Luft hin; die Krankheit läßt auf Java nach Krüger deutlich ein Fortschreiten von Westen nach Osten erkennen; und die erst auf dem Stamme älterer Pflanzen erfolgende Ansteckung zeigte sich manchmal auch selbst an einzelnen Pflanzungen an deren Westseite stärker oder ausschließlich. Das Auftreten von Nematoden (*Heterodera radicola*), welche spindeförmige Anschwellungen an den Wurzeln erzeugen, kann nach Krüger mit der Krankheit nichts zu thun haben, erstens weil diese, ebenso wie an vielen andern Pflanzen, am Zuckerrohr auch ohne charakteristische Sereh-Erkrankung auftreten, zweitens weil man serehkranke junge Pflanzen findet, die bei der genauesten Untersuchung keine Nematoden, ja meist noch ziemlich gesunde Wurzeln aufweisen, und drittens weil man durch Einführung von Stecklingen aus nicht infizierten Örtlichkeiten gesunde Pflanzen erhält, also auf nematodenhaltigem Boden und selbst inmitten von serehkranken Stöcken. (Ebensowenig als Krankheitsursache aufzufassen ist ein Fadenpilz (*Pythium*?), welchen Tschirch<sup>2)</sup> in den Rindenzellen der Wurzeln aller Zuckerrohrpflanzen, auch der gesunden, aufgefunden und sehr richtig als zu den so weit verbreiteten, endotrophischen Mykorrhizen bildenden Pilzen gehörig gedeutet hat. Auch das von demselben Beobachter angegebene häufige Abgebissensein der Wurzelspitzen des Zuckerrohres, dessen Ursache unbekannt ist, ist eine auch anderweitig vorkommende Erscheinung, welche mit der Sereh nichts zu thun haben kann. Die Meinung, daß eine infolge der beständigen vegetativen Vermehrung des Zuckerrohres eingetretene Degeneration der Pflanze die Ursache der Sereh sei, hat Möbius<sup>3)</sup> widerlegt. Das Mittel zur Bekämpfung der Krankheit sehen Krüger wie Bencke<sup>4)</sup> nur in der Einführung von Stecklingen aus krankheitsfreien Gegenden, also aus Ost-Java und aus besonderen Stecklingsfeldern, welche ausschließlich zur Anzucht bestimmt sind, zu den besten Böden gehören müssen und nicht älter als Monate werden dürfen, und wozu nur ganz fehlerfrei, nicht rotstreifige Stecklinge gebraucht werden dürfen.

Bakteriose der  
Rüben.

18. Als Bakteriose der Rüben beschreibt Sorauer<sup>5)</sup> eine aus Slavonien ihm bekannt gewordene Krankheit, die er auch als Gummosis bezeichnet, weil dabei die Bildung eines sprossartigen Gummis in der Rübe erfolgt, wobei Bakterien die Veranlasser seien. Die Erkrankung soll vom Wurzelende nach oben hin fortschreiten, indem eine Schwarzfärbung des Gewebes, bei hochgradiger Erkrankung eine völlige Auflösung des Gewebes in Gummi eintritt. Auch hierbei soll der erste Anfang der Krankheit in einer anfangs rotbraunen, später schwarzbraunen Verfärbung der Gefäßbündelstränge, analog wie bei der Zuckerrohr-Sereh, auf-

<sup>1)</sup> Schweizer Wochenchrift f. Pharmacie 1891.

<sup>2)</sup> De Bestrijding der onder den nam Sereh saamgevatte ziekte verschijnenselen van het Suikerriet. Samarang 1891.

<sup>3)</sup> Mededeelingen van het Proefstation Midden-Java te Samarang 1890.

<sup>4)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten. 1891, pag. 360.

treten; jeder Gummitropfen wimmelte von zahllosen Bakterien. Soraux glaubt, daß eine Verringerung des Säuregehaltes der Pflanzengewebe den geeigneten Nährboden für Bakterienentwicklung in der Pflanze schafft.

### 3. Kapitel.

#### Chytridiaceen.

Die Chytridiaceen gehören zu den einfachsten Organismen, denn es sind mikroskopisch kleine einzellige Wesen, bei denen oft der ganze Protoplasmatkörper zum Fortpflanzungsorgan wird, nämlich zum Sporangium, in welchem Schwärmsporen (Zoosporen), die hier meist nur eine einzige Cilie (schwingender Geißelsaden) besitzend, gebildet werden. Es sind fast sämtlich Schmarotzer, einige in niederen Tieren, die Mehrzahl in Pflanzen. Das Vorkommen des einzelnen Individuums beschränkt sich auf eine einzige Zelle der Nährpflanze, welche von den parasitischen Zellen mehr oder weniger vollständig ausgefüllt wird oder auf welcher der Schmarotzer äußerlich ansitzt. Die Chytridiaceen leben zum Teil in Epidermiszellen von Phanerogamen, sind aber hier im allgemeinen wenig schädlich, zum Teil in und auf den Zellen von Thallophyten, und diese veranlassen Krankheiten der Algen und anderer Thallophyten. Eine ausführliche Behandlung der Chytridiaceen ist mehr von mykologischem als pathologischem Interesse. Wir beschränken uns deshalb hier darauf, die parasitischen Formen mit ihren Merkmalen und mit Angabe ihres Vorkommens und ihres Einflusses auf die Nährpflanze kurz anzuführen.

Vorkommen,  
Organisation  
und Einwirkung  
der Chytridiaceen.

#### 1. Familie Myxochytridinae.

Die Myceliumbildung fehlt gänzlich. Aus den in die Nährzelle eingebrungenen Schwärmsporen entsteht ein nackter Protoplasmatkörper, der sich erst kurz vor der Fruktifikation mit einer Membran umgibt.

Myxochytridinae.

##### 1. *Olpidium A. Br.*

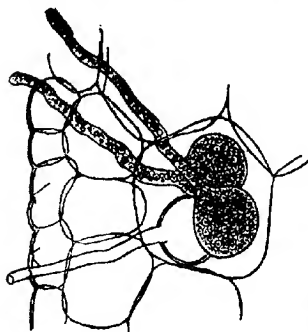
Der Protoplasmatkörper ist nackt, membranlos, lebt innerhalb der Nährzelle und wird später ganz zum Sporangium, indem er sich mit einer Cellulosemembran umkleidet; im Sporangium werden Schwärmsporen gebildet; sie werden meist durch einen Entleerungshals, den das Sporangium nach außen treibt, entleert. Gewisse Individuen werden zu Dauer孢oren mit dicker, meist glatter Membran und großen Stropfen, welche nach einer Ruheperiode unter Bildung von Schwärmsporen keimen.

*Olpidium.*

## A. In Phanerogamen.

*Olpidium*  
*Brassicae.*

1. *Olpidium Brassicae* Woron. In Keimpflänzchen des Kohls, von Boronin<sup>1)</sup> entdeckt, besonders im Wurzelhals (Fig. 8.). Sporangien zu 1 bis mehreren in einer Zelle der Rinde, mit langen Hälften, welche durch



6

Fig. 8.

*Olpidium Brassicae*, in einem Kohlkeimpflänzchen, Sporangien mit langen, durch die Epidermis hinausragenden Entleerungshälften; rechts die Schwärmsporen. 500 fach vergrößert. Nach Woronin.

O. Lemnae.

die überliegenden Gewebeschichten bis an die Oberfläche reichen. Dauersporen farblos oder bläulich, mit stumpfwartzigem Eriospore, in Oberhautzellen. Der Pilz bewirkt Enttaugung des befallenen Gewebes, das Keimpflänzchen fällt an dieser Stelle um und welkt; die Erscheinung ist also einer von den auch durch andre Pilze veranlaßten Fällen des sogenannten Wurzelbrandes oder der „schwarzen Häße“ der Keimpflänzchen.

2. *Olpidium Lemnae* Fisch. (Reesia amoeboides Fisch.)

Nach Fisch<sup>2)</sup> in Wasserlinsen (*Lemna minor* und *polyrrhiza*), den Inhalt der befallenen Zellen aufzehrend. Sporangien meist einzeln in den Zellen, Dauersporen mit hellgelblichem oder bräunlichem glatten Eriospore.

O. simulans.

3. *Olpidium simulans* de By. und Woron.<sup>3)</sup> In der Epidermis junger Blätter von *Taraxacum officinale*. Sporangien meist einzeln in erweiterten Epidermiszellen.

## B. In Algen.

*Olpidium*-Arten  
in Algen.

A. Braun<sup>4)</sup> beobachtete mehrere Arten, nämlich: *Olpidium endogenum* A. Br., Sporangien niedergedrückt kugelig, mit flaschenförmigem, aus der Nährzelle hervorstachendem Hals, in verschiedenen Desmidiaceen, oft zahlreich auf dem zu einem bräunlichgrünen Strang zusammengefallenen Inhalte, und *O. entophyllum* A. Br. in den Zellen von *Vaucheria*, *Cladophora* und *Spirogyra*. Magnus<sup>5)</sup> fand das *O. Zygnemiscolum* Magn. auf *Zygnema*. Kny<sup>6)</sup> entdeckte eine andre Art (*O. sphacelarium*)

<sup>1)</sup> Bringsheim's Jahrbuch für wissenschaftliche Bot. XI. 1878, pag. 557.

<sup>2)</sup> Kenntnis der Ephytridiaceen. Erlangen 1884, pag. 19.

<sup>3)</sup> Berichte der naturwissenschaftl. Gesellschaft. Freiburg 1863, pag. 29.

<sup>4)</sup> Abhandl. d. Berl. Akad. 1855 und Monatsber. d. Berl. Akad. 1856.

<sup>5)</sup> Botanischer Verein der Provinz Brandenburg. XXVI, pag. 79.

<sup>6)</sup> Sitzungsbericht der Gesellschaft naturforschender Freunde zu Berlin, 21. Nov. 1871.

in den Scheitelzellen von *Cladostephus* und *Sphaelaria*-Arten; die Scheitelzelle verlängert sich dann keulenförmig, in ihrem Protoplasma wachsen eine oder mehrere parasitische Zellen heran. Eine ganz ähnliche Art (*O. tumefaciens*) fand Magnus<sup>1)</sup> in den dann angeschwollenen Wurzelhaaren, seltener in Scheitel-, Glieder- und Rindezellen von *Ceramium*-Arten. Ferner hat Sohn<sup>2)</sup> ein *O. (Chytridium) Plumulae* in den Zellen von *Anthamnion Plumula* Thur., sowie ein *O. (Chytridium) entosphaericum* in den Zellen von *Bangia fuscopurpurea* und *Hormidium penicilliformis*, die Nährzellen tödend und ganz oder teilweise ausfüllend, beobachtet. *O. Bryopsisidis de Brueye*<sup>3)</sup> auf *Bryopsis plumosa*.

### III. *Pseudolpidium A. Fischer.*

Wie *Olpidium*, aber die Dauerfporen mit dachsförmiger Membran *Pseudolpidium*.  
braun und ohne Öltropfen. Parasiten in Pilzen.

*Pseudolpidium Saprolegniae (A. Br.)* In den Schläuchen verschiedener *Saprolegnia*-Arten, die befallenen Stellen wie weiße Knötchen erscheinend. Sporangien meist sehr zahlreich in keulenförmig angeschwollenen Schlangenhäuten der *Saprolegnia*, mit Entleerungshäuten. Von A. Braun<sup>4)</sup> und Cornu<sup>5)</sup> zuerst beschrieben und von A. Fischer<sup>6)</sup> genauer unterschieden. Eine andre Art, *Ps. fusiforme (Cornu)* kommt in *Achlya*-Arten vor.

### III. *Olpidiopsis Cornu.*

Von den beiden vorigen Gattungen durch den Sernalakt unterschieden, durch den die Dauerfporen entstehen, die deshalb hier noch eine Anhangszelle (die kleine männliche Zelle) neben sich haben.  
Parasiten in Pilzen und Algen.

#### A. In Pilzmycelien.

*Olpidiopsis Saprolegniae (Cornu) A. Fisch.* In den Schläuchen von *Saprolegnia*, dieselben Erscheinungen veranlassend, wie *Pseudolpidium Saprolegniae* (s. o.), von den früheren Autoren damit verwechselt, von A. Fischer<sup>7)</sup> davon unterschieden. Dauerfporen mit dachsförmiger Membran und ohne Öltropfen, aber mit kugelförmiger Anhangszelle. Eine andre Art, *O. minor A. Fisch.* kommt in *Achlya*-Arten vor.

#### B. In Algen.

*Olpidiopsis Schenkiana Zopf*<sup>8)</sup>, in *Epirogyren* und andern *Agaricaceen* und *O. parasitica (A. Fisch.)*<sup>9)</sup>, in *Epirogyren*, beide Arten mit

<sup>1)</sup> Sitzungsber. d. Gesellsch. naturf. Freunde zu Berlin, 1872.

<sup>2)</sup> Hedwigia 1865, pag. 169.

<sup>3)</sup> Arch. de Biologie 1890.

<sup>4)</sup> Abhandlung der Berliner Akademie 1855, pag. 61.

<sup>5)</sup> Ann. des sc. nat. 5. sér. T. XV. 1872, pag. 145.

<sup>6)</sup> Rabenhorst. Kryptogamen-Flora. 1. Band IV. 1892, pag. 34.

<sup>7)</sup> l. c. pag. 37.

<sup>8)</sup> Nova Acta Acad. Leop. XLVII, 1884, pag. 168.

<sup>9)</sup> Kenntnis der Chytridiaceen. Erlangen 1884, pag. 42.



glatthäutigen Dauersporen mit Öeltropfen; beide zehren den Inhalt der befallenen Algenzellen auf.

#### IV. *Pleotrachelus Zopf.*

*Pleotrachelus.* Durch die zahlreichen radiär ausstrahlenden Entleerungshälfen des Sporangiums von den vorigen Gattungen unterschieden. Parasiten in Pilzen.

*Pleotrachelus fulgens Zopf*<sup>1)</sup>, im Mycelium und in Sporangienanlagen von *Pilobulus crystallinus*, Aufreibungen der befallenen Organe veranlassend.

#### V. *Ectrogella Zopf.*

*Ectrogella.* Der Protoplasmaförper sowie das daraus entstehende Sporangium wurmförmig gestreckt im Innern der befallenen Diatomaceenzelle, an verschiedenen Punkten kurze Entleerungshälfen treibend. Parasiten in Algen.

*Ectrogella Bacillariacearum Zopf*<sup>2)</sup>. In verschiedenen Diatomaceen, den Inhalt vollständig aufzehrend.

#### VI. *Pleolpidium A. Fischer (Rozella Cornu).*

*Pleolpidium.* Das Sporangium mit der Membran der Wirtszelle verwachsen, daher keine Entleerungshälfen bildend. Dauer-sporen mit feinstacheliger Membran und großen Öltropfen, ohne Anhangszelle. Parasiten in Pilzen.

Mehrere Arten — *Pleolpidium Monoblepharidis Cornu*, *P. Rhizopodii Cornu*, *P. Apodyae Cornu*<sup>3)</sup> — in den Schläuchen von Saprolegniaceen, in fugeilig oder fentlig angeschwollenen Stellen derselben.

#### VII. *Synchytrium de By. und Woron.*

*Synchytrium.* Der nackte Protoplasmaförper, welcher sich aus der in die Nährzelle eingedrungenen Spore entwickelt, ist von weißer, gelber oder orangeroter Farbe, umgibt sich später mit einer Membran und verwandelt sich entweder in einen Sporangien-Sorus, d. h. er zerfällt in eine Anzahl Zellen, deren jede zu einem Sporangium wird, oder er wird zu einer Dauer-spore mit dickem, meist braunem, glattem oder warzigem Großpor. Aus den Sporangien werden die Schwärmsporen im Wasser durch ein Loch entlassen. Die Dauer-sporen überwintern in den vertrockneten Pflanzenteilen und bilden im Frühjahr entweder sogleich Schwärmsporen oder der Inhalt tritt hervor und zerfällt entweder in Schwärmsporen oder in einen Sporangien-Sorus, der dann Schwärmer bildet.

<sup>1)</sup> l. c. pag. 173.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 175.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 150—161.

Diese Pilze leben innerhalb der Epidermiszellen grüner Teile sehr verschiedenartiger Pflauserogamen, und zwar von Landpflanzen. Die von dem Parasiten bewohnte Epidermiszelle vergrößert sich um das Vielfache ihrer normalen Größe, und oft vermehren und vergrößern sich auch die Nachbarzellen und überwuchern jene, so daß sehr kleine Gallen in Form gelber oder dunkelroter Wärschen oder Knötchen entstehen. Dem Leben des Pflanzenteiles sind dieselben nicht merklich nachteilig, und nur wo sie in sehr großer Menge nahe beisammen sich bilden, werden sie auffallender und können ein Blatt in seiner normalen Formbildung hemmen. Die ersten Synchytrium-Arten sind 1863 von de Bary und Woronin<sup>1)</sup> entdeckt worden, denen wir auch die näheren Kenntnisse über die Entwicklung derselben verdanken. Durch Schröter<sup>2)</sup> sind viele neue Arten bekannt worden.

Da die Fortpflanzung dieser Pilze nur durch Schwärmsporen, also durch im Wasser lebende Keime erfolgt, so findet die Übertragung des Pilzes auf die Nährpflanze nur durch Vermittelung des Wassers statt. Daher verbreiten sich diese Pilze nicht so weit wie diejenigen, deren Sporen durch die

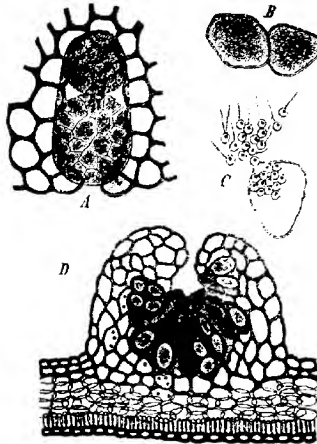


Fig. 4.

#### *Synchytrium Succisa* de By. et Woron.

A. Stück eines senkrechten Querschnittes durch eine Galle. Die Oberfläche am unteren Rande. Eine mächtig vergrößerte Epidermiszelle enthält den Sorus, dessen rotgelbe Zellen durch Druck polygonal abgeplattet sind; im hinteren Ende der Nährzelle die abgestreifte Haut des Parasiten. Ungefähr 100 fach vergrößert. B. Zwei isolierte Zellen des Sorus von A, 500 fach vergrößert. C. Eine der Zellen des Sorus, zum Sporangium ausgebildet, zahlreiche, mit je einer Wimper versehene Schwärmsporen entlassend, 500 fach vergrößert. D. Eine ganze Galle, auf der Unterseite eines Blattes, central und vertikal durchschnitten samt der Blattoberfläche. In die in der Mitte befindliche Vertiefung sind die vergrößerten Epidermiszellen gruppiert, in denen die Dauersporen liegen, 25 fach vergrößert. Nach Schröter.

<sup>1)</sup> Berichte d. naturf. Gesellsch. zu Freiburg 1863, III. Heft 2.

<sup>2)</sup> Cohn's Beiträge zur Biologie d. Pfl. I, pag. 1, ff.

Luft verweht werden, sondern das Aufsteigen derselben ist immer nur auf jeweils nahe beisammen stehende Individuen beschränkt und folgt der Verbreitung des Wassers auf dem Boden. Schröter (l. c.) führt mehrere dies bestätigende Beobachtungen an.

Die Gallenbildungen, welche die einzelnen Synchytrien hervorrufen, scheinen für die Species derselben charakteristisch zu sein, doch dürfte auch die Verschiedenheit der Nährpflanze hierauf Einfluss haben. Das Bemerkenswerteste hierüber stellen wir nachstehend zusammen, indem wir die bekannten Arten kurz erwähnen.

- |                              |   |
|------------------------------|---|
| Eusynchytrium.               | I. <i>Eusynchytrium</i> . Das Protoplasma der Parasitenzelle ist durch Lütropfen gelbrot gefärbt. Der Pilz bildet auf der lebenden Pflanze sowohl Sporangien-Sori, als auch zuletzt Dauersporen, oft neben einander auf derselben Pflanze.  |
| Auf <i>Succisa</i> .         | 1. <i>Synchytrium Succisae</i> de By. et Woron., an der Unterseite der Blätter, besonders der Wurzelblätter, auch am Stengel und an den Hüllblättern von <i>Succisa pratensis</i> . Die Gallen, in denen die rotgelbe Synchytriumkugel zum Sorus sich entwickelt, sind goldgelbe, halbkugelige Wärgchen, in denen die Nährzelle sich befindet (Fig. 4 A). Diese hat durch mächtige Vergrößerung sich tief in das Gewebe hinein erweitert, ist nur in einer Vertiefung des Scheitels der Galle außen sichtbar. Durch Vernehrung und Vergrößerung der Nachbarzellen werden die Nährzellen bis nahe zum Scheitel umwachsen und auf diese Weise die warzenförmig vortragende Galle gebildet. Die Dauersporen befinden sich in besonderen, etwas später erscheinenden Gallen; diese sind etwa 1 mm hoch und breit, halbkugelig oder kurz cylindrisch, oben abgeflacht und in der Mitte nabelförmig vertieft; um die Vertiefung herum liegen die bräunlichen Dauersporen, welche gruppenweise stehen und meist zu mehreren in einer Epidermiszelle enthalten sind (Fig. 4 D). Nach Schröter <sup>1)</sup> entstehen diese Gallen aus denjenigen, in welchen vorher die Sporangienbildung stattgefunden; die Schwärmsporen schlüpfen in die Zellen des Wärgchens selbst ein und entwickeln sich hier zu Dauersporen. Doch erzeugen die Schwärmsporen auch neue, aber kleine Gallen, in denen dann eine isolierte Dauerspore sich findet. |
| Auf <i>Stellaria</i> .       | 2. <i>Synchytrium Stellariae</i> Fockel auf <i>Stellaria media</i> und <i>nemorum</i> , der vorigen fast ganz gleich.   |
| Auf <i>Taraxacum</i><br>etc. | 3. <i>Synchytrium Taraxaci</i> de By. et Woron., an den Blättern, Blütenhäupten und Hüllblättern von <i>Taraxacum officinale</i> , auch auf <i>Crepis biennis</i> und <i>Cirsium palustre</i> , orangefote, halbkugelige, denen der vorigen Arten ähnliche Gallen bildend, die, wenn sie dicht stehen, Krümmungen und Kräufelungen hervorrufen. Der Parasit teilt sich direkt, d. h. ohne Abstreifung der Haut, in Sporangien. Die Dauersporen liegen einzeln in der Nährzelle. An dieser Art haben de Bary und Woronin (l. c.) zuerst die Entwicklung der Synchytrien ermittelt.   |
| Auf <i>Oenothera</i> .       | 4. <i>Synchytrium fulgens</i> Schröt., bildet nach Schröter <sup>2)</sup> auf den Blättern von <i>Oenothera biennis</i> sehr kleine, oft dicht gehäufte orangefote  |

<sup>1)</sup> l. c. pag. 19.

<sup>2)</sup> Hedwigia XII, pag. 141.

Wärzchen, in denen sich die einzelnen Sporangien schon auf der Wirtspflanze isolieren und ein rostähnliches Pulver bilden.

5. *Synchytrium Trifolii* Passer. (*Ospidium Trifolii* Schröt.<sup>1)</sup>), auf *Auf Trifolium*. der Ober- und Unterseite der Blätter von *Trifolium repens*; auch hier bilden die sich isolierenden Sporangien ein rostähnliches Pulver.

6. *Synchytrium plantagineum* Sacc. et. Sp., auf Blättern von *Auf Plantago lanceolata* in Italien.

II. *Pycnochytrium* (*Chrysochytrium*). Der Parasit bildet auf *Pycnochytrium* der lebenden Pflanze nur Dauersporen; das Protoplasma desselben ist wie bei den vorigen gefärbt.

7. *Synchytrium laetum* Schröt., auf den Blättern von *Gagea*. Auf *Gagea* Arten, sehr kleine, schwefelgelbe Pünktchen bildend. Letztere stellen die einfachste Form einer Galle dar, indem nur die Epidermiszelle, in welcher ein Schmarotzer lebt, bauchig aufgetrieben wird und als kleiner Höcker über die Blattoberfläche hervortritt. Die Dauersporen sind braunwandig, länglich elliptisch.

8. *Synchytrium Myosotidis* Kühn, auf *Myosotis stricta* und *Litho-Auf Myosotis* etc. *spermum arvense* dicht stehende, rotgelbe Knötchen bildend, deren jedes eine feulenförmige, haarartige Ausfaltung einer Epidermiszelle ist, in welcher die fugele oder kurz elliptische, braune Dauerspore sich befindet.

9. *Synchytrium cupulatum* Thomas. Dem vorigen ähnlich, auf *Auf Potentilla* und *Dryas*. *Potentilla argentea* und *Dryas octopetala*.

10. *Synchytrium punctum* Sorok. auf *Plantago lanceolata* und *Auf Plantago media*.

11. *Synchytrium aureum* Schröt., verursacht an Stengeln und auf verschiedene Blättern lebhaft goldgelbe Knötchen bis zu Stednadelkopfgröße. Diese sind halbfugelige Gallen, die durch Wucherung der Nachbarzellen der stark vergrößerten Zelle entstehen; letztere liegt in der Scheitelmilte der Wirtszelle. Die große, fugele, braune Dauerspore wird einzeln in der Zelle gebildet. Dieser Parasit ist bereits auf 88 Pflanzenarten aus 29 Familien, jedoch nur auf Dicotylen, bekannt; besonders auf *Primulaceen* (am häufigsten unter allen Pflanzen auf *Lysimachia Nummularia*), *Rubiaceen*, *Scrophulariaceen*, *Plantaginaceen*, *Kompositen*, *Papilionaceen*, *Rosaceen*, *Onagraceen*, *Umbelliferen*, *Violaceen*, *Cruciferen*, *Ranunculaceen*, *Caryophyllaceen*, selbst auf den Blättern junger Holzpflanzen, wie Birke, Ulme, Silberpappel, Esche.

12. *Synchytrium pilificum* Thomas<sup>2)</sup> bildet auf *Potentilla Tor-* Auf *Potentilla*. *mentilla* halbfugelige Wirtszellen, die mit strahlenförmigen Haarnuclerungen bedeckt sind.

III. *Leucochytrium*. Weiße Synchytrien, d. h. mit farblosem Proto- *Leucochytrium*. plasma. Entwicklung wie bei II.

12. *Synchytrium rubrocinctum* Magnus<sup>3)</sup>, auf *Saxifraga gra-* Auf *Saxifraga*. *nulata*. Die Gallenbildung ist auf die Epidermiszelle beschränkt; letztere tritt nicht über die Oberfläche vor, sondern erweitert sich nach innen.

13. *Synchytrium punctatum* Schröt., auf *Gagea pratensis*, Auf *Gagea*. aber Gallenbildung wie beim vorigen, aber nach außen vorspringend.

<sup>1)</sup> Schröter, Kryptogamenflora von Schlesien, III, pag. 181.

<sup>2)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Gesellschaft. I, pag. 494.

<sup>3)</sup> Bot. Zeitg. 1874, pag. 345.

- Auf *Adoxa*. 14. *Synchytrium anomalum* *Schrötl.*, auf *Adoxa Moschatellina*, *Ranunculus Ficaria*, *Rumex Acetosa* etc.; Gallen einfach, bisweilen aber auch zusammengefaßt wie bei den folgenden; Dauersporen länglich, bohnen- oder nierenförmig, von sehr wechselnder Größe, mit hellbrauner glatter Membran.
- Auf *Mercurialis*. 15. *Synchytrium Mercurialis* *Fueckl.*, auf den Blättern von *Mercurialis perennis* becherförmige Gallen bildend, indem die sich vergrößernde Nährzelle von den Nachbarzellen umwuchert wird, wodurch ein gestieltes, becherförmiges helles Wärmchen gebildet wird, in deren vertiefter Mitte die Nährzelle mit dem weißen Parasit ruht. An den Stengeln sind die Gallen halbkugelig. Die Dauersporen färben sich dunkler, wodurch das Wärmchen dieselbe Farbe annimmt; sie sind kurz elliptisch und haben braune, glatte Membran. Die Entwicklung dieser Art wurde vollständig von *Woronin*<sup>1)</sup> beobachtet.
- Auf *Anemones*. 16. *Synchytrium Anemones* *Woron.*, bildet auf *Anemone nemorosa* und ranunculoides kleine, fast schwarze Knötchen. Letztere sind halbkugelige Gallen, entstanden durch Umwucherung der benachbarten Zellen um die den Parasiten bergende vergrößerte Epidermiszelle. Der Zellsaft der Wärmchen färbt sich dunkel violett. Die Dauersporen sind kugelig und haben dunkelbraune, höckerige Membran.
- Auf *Viola* etc. 17. *Synchytrium globosum* *Schrötl.*, auf *Viola*-Arten, *Potentilla reptans*, *Galium Mollugo*, *Achillea*, *Cirsium*, *Sonchus*, *Myosotis*, *Veronica*-Arten. Gallen von der Form der vorigen, Dauersporen kugelig oder kurz elliptisch, mit gelber, glatter Membran.
- Auf *Viola*. 18. *Synchytrium alpinum* *Thomas*<sup>2)</sup>, bildet auf allen oberirdischen Teilen von *Viola biflora* in den Alpen schwärzenförmige Auftrieben.
- Auf *Lathyrus*. 19. *Synchytrium viride* *Schneid.*, auf Stengeln von *Lathyrus niger*.

VIII. *Woroninia Cornu*.

- Woroninia*. Die Parasitenzelle bildet wiederum kein einfaches Sporangium, sondern ihre Membran, die hier mit der Membran der Nährzelle fest verwachsen ist, umschließt, ohne jedoch diesen innig anzuliegen, eine Mehrzahl von weißlichgrauen Sporangien, einen sogenannten Sorus. Schwärmosporen mit 2 Cilien. Dauersporen zahlreich beisammen gehäuft, mit farbloser Membran und schwach grauem Inhalt.

*Woronina polycystis* *Cornu*<sup>3)</sup> in fleisch-cylindrisch angeschwollenen Gäden von *Saprolegnia*-Arten.

IX. *Rhizomyxa Bors.*

- Rhizomyxa*. Das Protoplasma zerfällt in einen Sorus von Sporangien oder in einen solchen von Dauersporen. Schwärmosporen mit einer Cilie. Parasiten in Phanerogamen.

*Rhizomyxa hypogaea* *Borsi*<sup>4)</sup>, schwärzt in den Rindenzellen

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1868, Nr. 6—7.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 176.

<sup>3)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1889, pag. 255.

<sup>4)</sup> *Rhizomyxa*, nuovo Ficomycete. Messina 1884.

junger Wurzeln und in den Wurzelhaaren sehr vieler Phanerogamen, Monome Dikotylen, den Inhalt der Zellen aufzehrend, ohne das Gesamtbefinden der Wurzel zu beeinträchtigen. Die Sporangien liegen in den Wurzelhaaren in einer Reihe hintereinander und öffnen sich mit kurzen Papillen nach außen.

#### X. *Rhizella Cornu*.

Das Protoplasma ist vom Inhalt der Wirtszelle nicht zu unterscheiden, es veranlaßt eine Fächerung der Wirtszelle durch Querwände, wodurch ein Sorus von einreihigen Sporangien entsteht, welche mit der Membran der Wirtszelle innig verwachsen sind. Die Schwärmsporen haben zwei Cilien. Dauer sporen stachelhäutig, mit großen Mitropfen. Parasiten in Pilzen.

*Rhizella*.

*Rhizella septigena* Cornu<sup>1)</sup> und *R. simulans* A. Fischer<sup>2)</sup> in den Schläuchen von Saprolegniaceen.

#### XI. *Protochytrium Borsi*.

Kuglige Sporangien mit Schwärmsporen mit einer Cilie. Dauer- *Protochytrium* sporen innerhalb einer dünnen Blase.

*Protochytrium Spirogyrae Borsi* in *Spirogyra crassa* bei Messina. Dauer sporen 0,03—0,04 mm.

#### 2. Familie Mycochytridinae.

Der Parasit ist von Anfang an mit Membran umgeben. Die schlauchförmige Zelle teilt sich später ganz in Sporangien oder läßt nur einzelne Glieder zu solchen werden, oder sie bildet nur ein einziges Sporangium, an dessen Basis sich ein feiner, wurzelartiger Fortsatz befindet, welcher ein zur Nahrungsaufnahme bestimmtes, oft allein in der Nährzelle befindliches mycelartiges Organ darstellt.

*Mycochytridinae*.

#### I. *Myzocytyum Schenk*.

Der ganze, anfangs vegetative Schlauch bildet sich zu Sporangien um, indem er Einschnürungen mit Scheidewänden bildet und so meist in eine Reihe ovaler Sporangien zerfällt, bei Zwergformen nur ein einziges Sporangium bildet. Jedes Sporangium treibt durch die Membran seiner Nährzelle einen Entleerungshals ins Wasser hinaus, durch welchen der Inhalt austritt, um sich zu den Zoosporen umzuwandeln. Schenk<sup>3)</sup> hat das Eindringen der Schwärmsporen in gesunde Algenzellen beobachtet. Bildung von Zoosporen ist von Cornu<sup>4)</sup> gesehen worden: es werden von zwei nebeneinander

*Myzocytyum*.

<sup>1)</sup> l. c. pag. 168.

<sup>2)</sup> Bringsheim's Jahrb. für wissensch. Botanik XIII. 1882, pag. 50.

<sup>3)</sup> Verhandlung d. phys. mediz. Ges. zu Würzburg 1857 IX, pag. 20 ff.

<sup>4)</sup> Bulletin de la société botanique de France 1869, pag. 222.

liegenden Zellen die eine zum Dogonium, die andre zum Anthridium; das letztere treibt durch die Scheidewand den Befruchtungsschlauch. Das Dogonium entwickelt eine einzige glatte Dospore. Parasiten in Algen.

*Myzocyttium proliferum* Schenk. - (*Lagenidium globosum* Lindstedt) wurde zuerst von Schenk in den Zellen von *Cladophora*, *Spirogyra* und *Mougeotia*, später von Walz<sup>1)</sup> auch in *Zygnema*, *Mesocarpus* und *Closterium* gefunden. In der befallenen Zelle ist der Inhalt von der Membran abgelöst, bräunlich gefärbt, das Chlorophyll bald noch grün, bald missfarbig, und bei *Spirogyra* in ein Band oder in einen Klumpen zusammengezogen, bei *Mougeotia* und *Cladophora* in eine missfarbige krümelige Masse verwandelt.

## II. Achlyogeton Schenk.

Achlyogeton.

Der unverzweigte Schlauch liegt wie bei voriger Gattung in der Längsachse der Nährzelle, von dem zusammengezogenen Zellinhalte umgeben und zerfällt in mehrere Sporangien, welche die Wand der Nährzelle mittelst eines Halses durchbohren; vor der Halsmündung bleiben aber die Schwärmsporen liegen, umgeben sich mit Membran, häuten sich dann und lassen die leeren Häute zurück. Parasiten in Algen.

*Achlyogeton entophyllum* Schenk<sup>2)</sup>, in den Zellen von *Cladophora*.

## III. Lagenidium Schenk.

Lagenidium.

Die Entwicklung des Schlauches zu Sporangien oder Sexualorganen, sowie die Entleerung der Schwärmsporen wie bei *Myzocyttium*, über dem Hauptschlauche sitzen seitlich eine Anzahl kürzerer oder längerer Ästchen an, welche dem Parasiten ein knäueliges Ansehen geben. Parasiten in Algen.

*Lagenidium Rabenhorstii* Zopf<sup>3)</sup> in Zellen von *Spirogyra*, *Mesocarpus*, *Mougeotia*, *L. enecans* Zopf, in Diatomaceen, *L. entophyllum* Pringsheim<sup>4)</sup> in den Zoosporen von *Spirogyra*-Arten, *L. gracile* Zopf ebendasselbst.

## IV. Ancylistes Pfitzer.

Ancylistes.

Der cylindrische Schlauch durchzieht oft die Wirtszelle von einem bis zum andern Ende und teilt sich durch Querscheidewände in 6 bis 30 Zellen, deren jede mittelst eines Fortsatzes die Membran der Wirtszelle durchbohrt. Diese Fortsätze nehmen alles Protoplasma in sich auf, schließen sich hinten durch eine Scheidewand ab und verlängern sich durch Spitzenwachstum weiter. Es sind Sporangien,

<sup>1)</sup> Botanische Zeitung 1870 Tafel IX.

<sup>2)</sup> Botan. Zeitg. 1859, pag. 398.

<sup>3)</sup> Botan. Ber. d. Prov. Brandenburg 1878, pag. 77, u. Nova Acta Acad. Leop. 1884, pag. 145, 154 u. 158.

<sup>4)</sup> Jahrb. f. wissensch. Bot. I., pag. 289 und Zopf, l. c., pag. 154.

die aber keine Schwärmer bilden, sondern einen langen Infections Schlauch treiben. Trifft ein solcher auf eine gesunde Nährpflanze, so heftet er sich mit dem stark anschwellenden Ende der Membran desselben fest an und durchbohrt sie zuletzt mit einem dünnen Fortsatze, durch welchen das Protoplasma in das Innere der befallenen Alge gelangt, um hier wieder zu cylindrischen Schläuchen heranzuwachsen. Außer diesen ungeschlechtlichen Pflanzen kommen auch solche vor, welche Geschlechtsorgane erzeugen. Dann sind die Gliederzellen die Dogonien, und aus den Gliederzellen dünnerer Individuen werden seitliche Fortsätze getrieben, welche die Anthribien darstellen; diese legen sich den benachbarten Dogonien an und ergießen ihren Inhalt in diese, worauf das Dogonium anschwillt und zuletzt eine Dospore erzeugt. Parasiten in Algen.

*Ancylistes Closterii* Pfitz<sup>1)</sup>, lebt einzeln oder zu mehreren in den Zellen von *Closterium*, welche dadurch schnell absterben.

#### V. Rhizophydium Schenk.

Die aus der Schwärmspore entstehende kugelige Zelle ist das Sporangium, welches sich außerhalb der Nährzelle befindet und mit einem feinfädigen Fortsatz, dem Haustorium oder primitiven Mycelium, ins Innere derselben hineindringt. Das Sporangium entläßt aus einer oder mehreren Öffnungen oder aus einem Halse die mit einer Ellie versehenen Schwärmer. Dauersporen dem Sporangium gleichgestalt, mit meist glatter Membran und großem Öltropfen. Meist Parasiten der Algen.

##### A. Auf Pilzen.

*Rhizophydium carpophilum* Zopf<sup>2)</sup>. Sporangien kugelig, mit einem weiten Loch sich öffnend. Auf den Dogonien von *Saprolegniaceen*, die Eier derselben zerstörend. Auf Pilzen.

##### B. Auf Algen.

Auf den verschiedensten Algen finden sich zahlreiche Arten dieser Gattung, welche alle mehr oder weniger denselben schädlich sind, indem sie Ver- Auf Algen.

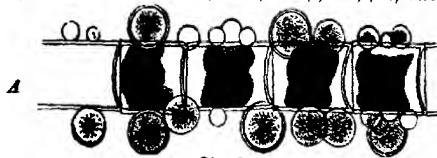


Fig. 5.

*Rhizophydium globosum* in zahlreichen Individuum auf einem Faden von *Oedogonium fonticola*, dessen Zellen dadurch erkrankt sind, indem ihr Inhalt zusammengedrückt ist. Angefähr 400fach vergrößert. Nach A. Braun.

<sup>1)</sup> Monatsber. d. Berl. Akad. Mai 1872.

<sup>2)</sup> Nova acta Acad. Leop. 1884. pag. 200.



färbung und Zerstörung des Inhaltes, wohl auch Vergäuerung der Membran der Algenzelle verursachen. Die meisten Arten sind von A. Braun<sup>1)</sup> und von Zopf<sup>2)</sup> beschrieben worden; eine Zusammenstellung findet sich bei A. Fischer in Rabenhorst Kryptogamenflora I. Band IV, pag. 89.

Die häufigsten Arten sind: *Rhizophydium globosum* (A. Br.) auf Desmidiaceen, Diatomaceen, Oodoniaceen u. (Fig. 5.), *Rh. mamillatum* (A. Br.) auf Coleochaete, Conferva etc., *Rh. sphaerocarpum* Zopf auf Spirogyra, Oedogonium etc., *Rh. agile* Zopf auf Chroococcus, *Rh. Lagenula* (A. Br.) auf Melosira, *Rh. ampullaceum* (A. Br.) auf Oedogonium, Mougeotia etc., *Rh. cornutum* (A. Br.) auf Wasserblase verursachender Sphaerozyga circinalis, *Rh. transversum* (A. Br.) auf Chlamydomonas pluvisulcus.

#### VI. Rhizidium (A. Br.)

**Rhizidium.** Wie vorige Gattung, aber der entophyte myceliale Teil hat unterhalb des Sporangiums eine blasenförmige Erweiterung, von welcher er ausgeht. Parasiten in Algen.

*Rhizidium Hydrodictyi* A. Br. auf *Hydrodictyon utriculatum* dessen befallene Zellen um den dritten Teil dünner als die gesunden bleiben; *Rh. Euglenae* Dangard auf ruhender *Euglena*; *Rh. Zygnematis* Kotsch auf *Zygnema*-Arten u. a.<sup>3)</sup>

#### VII. Rhizidiomyces Zopf.

**Rhizidiomyces.** Wie vorige Gattung, aber das Sporangium mit langem Entleerungshals, aus dessen Mündung der Inhalt austritt und dann erst in Sporen zerfällt. Parasiten auf Pilzen.

*Rhizidiomyces apophysatus* Zopf<sup>4)</sup>, auf den Oogonien von *Ectoplegniaceen*, deren Inhalt er aufzehrt.

#### VIII. Septocarpus Zopf.

**Septocarpus.** Wie *Rhizophyllum* (S. 43), aber das Sporangium auf einem Stiele, von welchem es durch eine Quervand abgegrenzt ist. Schmarotzer auf Algen.

*Septocarpus corynephorus* Zopf<sup>5)</sup> auf *Pinnularia*-Arten.

#### IX. Entophlyctis A. Fischer.

**Entophlyctis.** Auch das Sporangium befindet sich innerhalb der Nährzelle, jenseits mit *Rhizophydium* und *Rhizidium* übereinstimmend. Das Sporangium öffnet sich mittelst einer die Wand der Nährzelle durchbohrenden Papille. Parasiten in Algen.

<sup>1)</sup> Abhandl. d. Berliner Akad. 1855, pag. 31, ff.

<sup>2)</sup> l. c. 1884, pag. 199 ff. und 1888, pag. 343 und Abhandl. d. naturh. Ges. zu Halle XVII. 1888, pag. 91, ff.

<sup>3)</sup> Vergl. A. Fischer in Rabenhorst Kryptogamenflora l. c. pag. 106.

<sup>4)</sup> Nova Acta Acad. Leop. 1884, pag. 188.

<sup>5)</sup> l. c. 1888, pag. 348.

1. *Entophlyctis intestina* (Rhizidium *intestinum* Schenk<sup>1)</sup>) in toten und absterbenden Zellen von *Chara* und *Nitella*.
2. *E. bulbigera* (Rhizidium *bulbigerum* Zopf<sup>2)</sup>) in *Spirogyra*.
3. *E. Vaucheriae* (Rhizidium *V. Fisch*<sup>3)</sup>), in *Vaucheria*.
4. *E. apiculata* (Chytridium *apiculatum* A. Braun<sup>4)</sup>), in *Gloeococcus mucosus*.
5. *E. Cienkowskiana* (Rhizidium *Cienkowskianum* Zopf<sup>5)</sup>), in *Cladophora*-Arten, oft zahlreich in einer Zelle.
6. *E. heliomorphae* (Chytridium *heliomorphum* Dangeard<sup>6)</sup>), in *Nitella*, *Chara* und *Vaucheria*.

#### X. Rhizophlyctis A. Fischer.

Das Sporangium und ebenso die Dauerspore sitzen nicht direkt Rhizophlyctis auf der Nährzelle, sondern besitzen nach verschiedenen Seiten ausstrahlende myceliale Fäden, deren feines Ende in die Nährzellen eindringen. Parasiten in Algen.

*Rhizophlyctis mycophila* (Rhizidium *mycophilum* A. Braun<sup>6)</sup>), im Schleim von *Chaetophora elegans*. Andere Arten finden sich auf andern Algen (vergl. Fischer l. c., pag. 120.)

#### XI. Chytridium A. Br.

Das Sporangium sitzt der Nährzelle außen an und dringt mit Chytridium einem feinfädigen, mycelialen Teil in die Nährzelle ein; an dem letzteren, also innerhalb der Nährzellen bilden sich die fugeligen Dauersporen; doch sind diese noch vielfach unbekannt. Parasiten auf Algen.

1. *Chytridium olla* A. Braun<sup>7)</sup>. Sporangien an der Spitze mit einem Deckel sich öffnend, auf den Zoogonien verschiedener Oedogonium-Arten, die Zoospore zerstörend.
2. *Ch. acuminatum* A. Br., dem vorigen ähnlich, aber kleiner, ebenda selbst.
3. *Ch. Mesocarpi* Fisch.,<sup>8)</sup> auf *Mesocarpus*.
4. *Ch. Polysiphoniae* Cohn<sup>9)</sup>, auf *Polysiphonia violacea*, Fregoland.
5. *Ch. Epithemiae* Novakowski<sup>10)</sup>, mit zwei Deckeln, auf *Epithemia*.

<sup>1)</sup> Über das Vorkommen kontraktile Zellen im Pflanzenreiche. Würzburg 1858.

<sup>2)</sup> l. c. 1884, pag. 195 u. 166.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 26.

<sup>4)</sup> l. c. pag. 57.

<sup>5)</sup> Journal de Bot. 1888, II, pag. 8.

<sup>6)</sup> Vergl. A. Braun, Monatsber. d. Berl. Akad. 1856, pag. 591, und Novakowski, in Cohn's Beitr. z. Biologie II.

<sup>7)</sup> l. c. 1858, pag. 74.

<sup>8)</sup> Sitzungsber. d. phys. med. Soc. zu Erlangen 1884

<sup>9)</sup> Hedwigia IV. 1865, pag. 169.

<sup>10)</sup> Cohn's Beitr. z. Biol. II. 1876, pag. 82.

6. *Ch. Lagenaria* *Schenk*<sup>1)</sup>. Sporangium mit einem sich aufklappenden Deckel, der myceliale Teil entspringt von einer unterhalb des Sporangiums in der Nährzelle befindlichen Blase. Auf *Nitella flexilis*.

7. *Ch. spinulosum* *Bytt*<sup>2)</sup>. Auf den Egosporen von *Spirogyra*.

8. *Ch. Brebissonii* *Dang.*<sup>3)</sup> auf *Coleochaete scutata*.

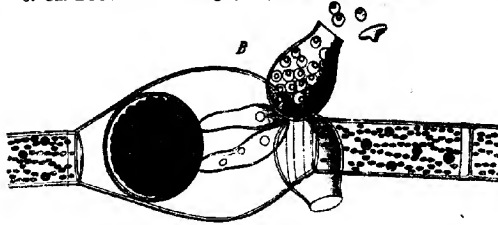


Fig. 6.

**B. Chytridium Olla**, zwei Individuen auf einer Oogonium-Zelle eines Fadens von *Oedogonium rivulare*, jede mit wurzelartigem Fortsatz in die Nährzelle eindringend und mit diesem an die große Spore sich ansehend. Das eine Chytridium ist entleert, das andre soeben mit einem abgehenden Deckel sich öffnend und die Schwärmsporen entlassend. 400 fach vergrößert. Nach A. Braun.

## XII. Polyphagus *Nowakowski*.

Polyphagus.

Der Parasit bildet wie *Rhizophlyctis* eine Centralblase, von welcher nach allen Seiten myceliale Fäden ausstrahlen, von welchen aber erst das Sporangium ausproßt. Dauersporen entstehen durch Kopulation zweier Individuen von gewöhnlicher Struktur. Parasiten auf Algen.

*Polyphagus Euglenae* *Nowakowski*<sup>4)</sup> (*Chytridium Euglenae* *A. Br.*) erfährt mit seinen Mycelenden ruhende Zustände von Euglenen und zerstört dieselben.

## XIII. Cladochytrium *Nowakowski*.

Cladochytrium.

Von den übrigen Chytridiaceen weicht diese durch *Nowakowski*<sup>5)</sup> bekannt gewordene Gattung besonders darin ab, daß sie zarte, verästelte Fäden bildet, die als Mycelium bezeichnet werden können und an denen entweder intercalar aus angeschwollenen Stellen, die sich durch Querwände abgrenzen, oder terminal am Ende einzelner Mycelzweige Sporangien entstehen, die innerhalb der Nährzellen sich befinden und durch

<sup>1)</sup> l. c. pag. 242.

<sup>2)</sup> Verhandl. d. wissensch. Ges. zu Christiania 1882, pag. 27.

<sup>3)</sup> Dangeard, in Bull. soc. Linnéenne de Normandie, sér. IV. T. II. pag. 152.

<sup>4)</sup> l. c. pag. 203.

<sup>5)</sup> l. c. pag. 92.

eine halsförmige Mündung\* oder mittelst eines Deckels sich öffnen. Schwärmer mit einer Gille. Dauersporen sind unbekannt. Parasiten in Algen und in Phanerogamen.

1. *Cladochytrium elegans* Nowak. In dem Schleime der *Chaetophora elegans*, die Sporangien einständig auf den Zweigen der Myceliumfäden, mit Deckel sich öffnend. Auf Algen.

2. *Cladochytrium tenue* Nowak. Die zarten Mycelfäden in den Geweben der vegetativen Organe von *Acorus Calamus*, *Iris Pseudacorus* und *Glyceria spectabilis* wuchernd, die Zellwände durchbohrend; die Sporangien bilden sich intercalär aus Anschwellungen der Fäden und erfüllen ihre Nährzelle teilweise oder ganz; die Zoosporen durch einen Hals aus der Nährzelle hervortretend. Auf Phanerogamen.

#### XIV. *Nowakowskia Borzi*.

Die Sporangien sind umgeben von sehr feinen, bisweilen ästigen, wurzelartigen Myceliumfäden und enthalten kleine Schwärmer mit einer Gille. Nowakowskia.

*Nowakowskia Horemiothecae Borzi*, auf *Horemiotheca* bei Messina.

#### XV. *Urophlyctis Schröter*.

Sporangien äußerlich auf der Nährzelle aufsitzend, mit einem Büschel feiner, zarter Rhizoiden in der letzteren wurzelnd. Schwärmer mit einer Gille. Dauersporen zu mehreren in der Nährzelle, im reifen Zustande ohne jede Spur des Myceliums. Parasiten in Phanerogamen. Urophlyctis.

*Urophlyctis pulposa* Schröter<sup>1)</sup> (*Physoderma pulposum* Wallr.), auf Blättern, Stengeln und Blüten von *Chenopodium* und *Atriplex*; die Sporangien, bis 0,2 mm groß, sitzen haufenweis auf der Nährpflanze und werden von warzenförmigen Zellwucherungen derselben umgeben, die oft zu Krüften zusammenfließen, mit hell gelbrotem Inhalt. Die Dauersporen, 0,035 bis 0,038 mm groß, kugelig, mit glatter, kastanienbrauner Membran liegen zu mehreren in der Nährzelle; die die Dauersporen enthaltenden Zellen liegen in halbkugelförmigen oder flachen, 1–2 mm großen Schwielen der Pflanze. Auf *Chenopodium* und *Atriplex*.

*Urophlyctis Butomi* Schröter<sup>2)</sup> (*Cladochytrium B. Bügen*, *Physoderma Butomi* Schröter), auf den Blättern von *Butomus umbellatus*, Sporangien bis 0,3 mm groß, flach, farblos; Dauersporen 0,02 mm breit, zu mehreren in der Nährzelle, mit brauner Membran, in ovalen bis 1,5 mm langen, anfangs blaßgelben, zuletzt schwarzen Flecken der Blätter. Auf *Butomus*.

3. *Urophlyctis major* Schröter, auf Wurzelblättern von *Rumex Acetosa*, *arifolius* und *maritimus*. Sporangien fehlen. Dauersporen 0,038–0,044 mm. Auf *Rumex*.

#### XVI. *Physoderma Wallr.*

Bei diesen Pilzen fehlen die Sporangien; es werden nur Dauersporen gebildet, welche an einem innerhalb der Nährzellen befindlichen sehr feinfädigen Mycelium entstehen, im reifen Zustande in dicht gehäuften Massen im Gewebe liegen und dann nichts mehr vom My-

<sup>1)</sup> Kryptogamenflora Schlesiens III, 1, pag. 197.

<sup>2)</sup> Cohn's Beitr. z. Biologie IV. 1888, pag. 269.

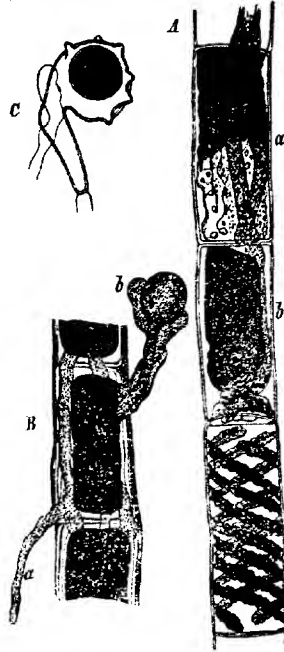


(Fig. 7), Zoosporangien, die meist an den Enden der Schläuche und der Zweige derselben sich bilden und in denen Schwärmsporen mit einer oder meist zwei Cilien erzeugt werden, und meistens auch hochorganifizierte Geschlechtsorgane (Fig. 7) in Form von Dogonien, welche

Fig. 7.

**Aphanomyces phycophilus** de By.

A. Ein Fadensäck von *Spirogyra nitida*, aus drei Zellen a, b, c bestehend; a mit desorganisiertem, zum Theil gebräuntem Inhalt und mit zwei Parasitenschläuchen im Innern, die durch die obere Quermwand eingetreten sind. Der eine tritt durch die andre Quermwand in die Zelle b, deren Inhalt in gleicher Weise erkrankt ist und geht bis zur nächsten Quermwand, durch welche die noch unversehrte Zelle c abgegrenzt ist; in letzterer der normale Bau des Zellinhaltes mit den Chlorophyllbändern. 250 fach vergrößert. B Geledderte Zellen derselben Alge mit dem Parasiten. a ein hervorgewachsener Ast des Schlauches. b mehrere solcher Äste, welche junge Geschlechtsorgane, Dogonium und zwei Antheridien tragen. Vergrößerung ebenso. C Reifes Dogonium mit einer Zoospore; auswendig der Reife des Antheridiums. Vergrößerung ebenso. Nach de Barb.



aus kugelförmigen Anschwellungen der Schlauchspitzen entstehen, und von Antheridien. Die Dogonien werden durch die Antheridien befruchtet, in manchen Fällen bringen sie auch parthogenetisch ihre Sporen zur Entwicklung. Diese Zoosporen werden einzeln oder zahlreich im Innern des Dogoniums gebildet und sind Dauerformen mit ziemlich dicker Membran, welche erst nach einer Ruheperiode keimen. Sowohl Schwärmsporen als Zoosporen bringen wieder die Saprolegniacee hervor. Das Vorkommen der parasitischen Arten hat an ihren Nährpflanzen mehr oder minder bemerkbare Störungen zur Folge, die sich meistens als auszehrende und allmählich tödende Wirkungen darstellen.

I. *Aphanomyces* *de By.**Aphanomyces.*

Die Schwärmsporen sind anfangs mit einer Haut umgeben, treten aus dem Sporangium aus, sind dann vor der Mündung desselben zu einem Köpfchen vereinigt, häuten sich, lassen die leeren Hüllen zurück und beginnen dann erst zu schwärmen. Sie werden bei dieser Gattung in langen cylindrischen Sporangien gebildet, in welchen sie in einer einfachen Reihe hinter einander liegen. Die Sporangien sind von den vegetativen Schläuchen abgegrenzt. Die Dogonien enthalten eine einzige Dospore. Mehrere Arten leben saprophyt; parasitisch ist nur

*Aphanomyces phycophilus de By.* (Fig. 7), den de Bary<sup>1)</sup> in *Spirogyra lubrica* und *nitida* aufgefunden hat. Die Schläuche kriechen im Innern der Nährzellen und treiben durch die Membran derselben kurze Seitenzweige, an deren Enden entweder die Zoosporangien oder die durch kurze, spitze Ausladungen morgensternförmigen Dogonien mit kugliger Dospore stehen. Die *Spirogyra*-Fäden, in denen der Parasit wuchert, werden meist eigentümlich verändert und sterben ab. Ihr Primordialschlauch ist kollabiert, samt dem Inhalt missfarbig, oft dunkel violett oder braun. Die Zellmembranen, besonders die Seitenwände sind gallertartig gequollen und oft von dem gelösten violetten Pigment durchdrungen. Der Parasit dringt von Zelle zu Zelle; bisweilen ist er in einer solchen schon anwesend, wenn die grüne Farbe noch vorhanden ist, doch ist dann der Primordialschlauch schon zusammengeschrumpft. Nach de Bary scheinen vorzugsweise kranke, schwach vegetierende *Spirogyren* von dem Parasit aufgesucht zu werden. Kräftig vegetierende in geräumigen Wasserhöhlen besetzt derselbe nicht, wohl aber solche, die in flachen Schüsseln gezogen wurden und zum Teil spontan abstarben. Auch soll der Pilz am natürlichen Standorte in der unteren Schicht der *Spirogyren*-massen, wo immer krankhaft veränderte und völlig zerfetzte Fäden sich finden, am leichtesten anzutreffen sein.

In diese Gattung gehört vielleicht auch *Achlyogeton solatium Cornu*<sup>2)</sup>, in den Zellen von *Oedogonium*, dessen Zellenreihe von den mehr oder weniger verzweigten Fäden durchzogen wird. Letztere zergliedern sich durch Scheidewände in Sporangien, welche ebenfalls mittelst eines Fortsatzes die Wirtszelle durchbohren. Dogonien bilden sich aus Gliedern des Schlauches im Innern der Nahrungszellen.

II. *Saccopodium Sorok.**Saccopodium.*

Unter diesem Namen hat Sorokin<sup>3)</sup> eine Gattung aufgestellt, welche sich den Saprolegniaceen oder Chytridiaceen anreihen dürfte. Die einzige Art *S. gracile Sorok.* kommt als Parasit auf *Cladophora* und *Spirogyra*-Arten in Kasan vor. Der einzellige, verzweigte Schlauch lebt im Innern der Nährzelle; ein Ast desselben tritt weit nach außen

<sup>1)</sup> Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Botan. II. 1860, pag. 179.

<sup>2)</sup> Bullet. de la soc. bot. de France 1870, pag. 297.

<sup>3)</sup> Hedwigia 1877, pag. 88.

hervor und trägt auf seiner Spitze ein Köpfchen von 6 bis 12 kugeligen Sporangien, welche Schwärmsporen erzeugen, die durch eine runde Öffnung an der Spitze entleert werden.

### 5. Kapitel.

#### Peronosporaceen.

Fast alle Peronosporaceen sind pflanzenbewohnende Parasiten, ihre Wirte meist phanerogame Landpflanzen aus den verschiedensten Familien, an denen sie sehr verderbliche Krankheiten verursachen. Alle haben ein endophytes, einzelliges, schlauchförmiges und verzweigtes Mycelium, welches streng nur in den Intercellulargängen wächst, bei manchen Arten aber Haustorien ins Innere der Zellen treibt in Form seitlicher Ausfadungen von kolbiger oder schlauchförmiger Gestalt (Fig. 8). Alle entwickeln an der Oberfläche des befallenen Pflanzenteiles Fortpflanzungsorgane, die zur Verbreitung durch die Luft dienen: durch Abschnürung entstehende, einzellige, farblose oder bläugelfarbte Sporen, welche mittels Keimschlauchs keimen, also hier Conidien zu nennen sind. Dieselben sind als rückgebildete Sporangien zu betrachten; in der That keimen sie auch bei manchen Arten noch unter Bildung von Schwärmsporen, indem sie, wenn sie im Wasser liegen, ihren Inhalt in eine Anzahl Schwärmsporen umbilden, welche ausschäumen und durch 2 Cilien beweglich sind (Fig. 9). Bei vielen Arten sind Geschlechtsorgane bekannt: Dogonien und Antheridien, die sich am Mycelium innerhalb der Nährpflanze entwickeln und in der Hauptsache mit denen der Saprolegniaceen übereinstimmen. Die einzeln im Dogonium erzeugte Oospore hat den Charakter einer Dauerospore, sie erreicht nach Ablauf des Winters, wenn der sie enthaltende Pflanzenteil durch Fäulnis sich aufgelöst hat, ihre Keimfähigkeit. Bei manchen Arten treibt sie direkt einen Keimschlauch, bei andern tritt der Inhalt

Vorkommen,  
Organisation  
und Einwirkung  
der Peronosporaceen.

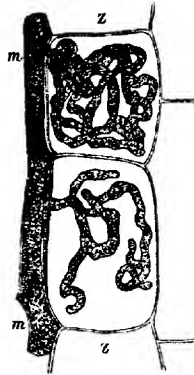


Fig. 8.

Zwei Zellen aus dem Marke einer *Asperula odorata*, welche von *Peronospora calotheca* befallen ist. In dem an die beiden Zellen angrenzenden Intercellulargang wächst der Myceliumschlauch mm, welcher an jeder der beiden Zellen ein in Form verzweigter Schläuche entwickeltes Haustorium durch die Zellmembran in das Innere der Zelle getrieben hat. 390 fach vergr. Nach de Bary.



als eine Blase aus dem Eriosphorium heraus und zerfällt in zahlreiche Schwärmsporen. Die Conidien vermitteln die sofortige Vermehrung und Verbreitung des Pilzes. Die Keimschläuche derselben dringen in die Nährpflanze ein, entweder durch die Spaltöffnungen oder indem sie die Epidermiszellen durchbohren. Die Schwärmsporen, sowohl die aus den Conidien als die aus den Dosporen stammenden, runden sich, nachdem sie eine kurze Zeit lang geschwärmt haben, ab, verlieren die Giften und umhüllen sich mit einer Membran, worauf sie mittelst Keimschlauches keimen, der sich wie der der Conidien verhält (Fig. 9). Die meisten Peronosporaceen sind von kräftiger Wirkung auf die Nährpflanze, meistens die Gewebe auszehrend und rasch tödend, oft unter nachfolgenden Fäulnisercheinungen. In denjenigen Pflanzenteilen, in denen der Pilz die Oogonien erzeugt, bewirkt er bisweilen zunächst eine Hypertrophie: Größenzunahme und Gestaltsveränderung; die mißgebildeten Teile sind ihren normalen Funktionen entzogen und sterben nach Reifung der Dosporen.

#### I. *Phytophthora de By.*

*Phytophthora.*

Die Conidienträger wachsen als Zweige des Myceliums einzeln oder in Büscheln aus dem befallenen Pflanzenteile hervor, wo Spaltöffnungen vorhanden sind, diese vorwiegend als Austrittspunkte benutzend; sie stellen lange, in der freien Luft sich erhebende, baumsförmig verzweigte Fäden dar und bilden am Ende jedes Zweiges eine längliche, abfallende Conidie; an jedem Zweige wiederholt sich aber die Conidienbildung, indem die Zweigspitze unter Bildung einer schwachen Anschwellung ein kleines Stüt weiter wächst, worauf sie eine neue Conidie erzeugt und abschnürt; die an jedem Zweige sichtbar bleibenden kleinen Anschwellungen geben daher die Zahl der Conidien an, welche an demselben bereits gebildet worden sind. Die Conidienträger, die immer in Menge zum Vorschein kommen, erscheinen in ihrer Gesamtheit dem unbewaffneten Auge wie ein heller, feiner Schimmelüberzug auf dem Pflanzenteile.

*Phytophthora infestans* und die Kartoffelkrankheit.

1. *Phytophthora infestans de By. (Peronospora infestans Cesp.)*, die Ursache der Kartoffelkrankheit. Der Pilz befällt sowohl das Kraut als auch die Knollen der Kartoffelpflanze, die dadurch beide unter bestimmten Symptomen erkranken. Nur auf solche Erkrankungen der Kartoffelpflanze, bei welcher sich der genannte Pilz als die Ursache konstatieren läßt, ist die fälschlich gewordene Bezeichnung Kartoffelkrankheit anzuwenden. Andre etwa unter ähnlichen Symptomen auftretende Erscheinungen dürfen damit nicht verwechselt werden.

Das charakteristische Krankheitsbild ist folgendes. Die Kartoffelkrankheit ist wie kaum eine andre Pflanzenkrankheit epidemischen Charakters, denn sie pflügt über ganze Gegenden und Länder verbreitet aufzutreten und in

der Gegend, wo sie einmal ausbricht, gewöhnlich alle Kartoffelfelder, wenn auch in ungleichem Grade, zu befallen. Sie wird zuerst bemerkbar in der Form der Blattkrankheit, Krautverderbnis, Krautfäule oder des Schwarzwerdens des Krautes. Ungefähr von Ende Juni an, je nach Jahren zu etwas verschiedener Zeit, und in den höheren Lagen entsprechend später, zeigen sich, zunächst an einzelnen Stauden, braune Flecke auf einzelnen Fließerblättern. Die Bräunung beginnt an irgend einer Stelle des Blättchens, in der Mitte oder am Rande oder an der Spitze, und verbreitet sich allseitig weiter. Der gebräunte Teil welkt und schrumpft zusammen; er ist total abgestorben; bei feuchtem Wetter erscheint er weich, bei trockenem zerreiblich dürr. Das sicherste Zeichen der Kartoffelkrankheit ist dabei das, daß man auf der Unterseite des kranken Blattes an der Grenze des gebräunten und des noch lebenden grünen Teiles meist eine ununterbrochene, ziemlich breite Zone von weißlichem, reis- oder schimmelähnlichem Aussehen wahrnimmt; dieselbe rührt von den zahlreichen Conidienträgern her, welche der Pilz hier aus der Epidermis des Blattes hervortreten läßt. Bei feuchtem Wetter und in feuchten Lagen ist dieser weißliche Saum schon auf dem Acker fast ausnahmslos an jedem kranken Blatte zu sehen. Wo er nicht vorhanden ist, wie besonders bei trockener Witterung, kann man ihn hervorrufen, wenn das abgeflachte Blatt einige Stunden in einen feuchten Raum gelegt wird. Man darf natürlich nicht jeden sogenannten Brandfleck für ein Zeichen von Kartoffelkrankheit ansehen. So treten besonders beim Beginn des natürlichen Absterbens des Krautes gesunder Pflanzen oft zunächst solche Flecke auf, auch durch andre Ursachen können sie hervorgebracht werden; in allen solchen Fällen ist aber nichts von Conidienträgern und im Innern des Blattes nichts vom Mycelium der *Phytophthora* zu finden. Die Häufigkeit der Flecken und die Größe der vorhandenen nimmt immer mehr zu; auch an Blattstielen und am Stengel zeigen sie sich; manchmal beginnt auch das Absterben und Braunwerden an den jungen Spitzen der Stengel. Schneller oder langsamer wird das ganze Kraut schwarzbraun und abgestorben; bei trockenem Wetter vertrocknet es, bei feuchtem beginnt es unter widerlichem Geruch zu faulen. Oft ist das ganze Kraut eines Acker lange vor dem natürlichen Absterben der Pflanzen tot und schwarz. Die Krautfäule stellt sich somit als ein verfrühtes Absterben des Krautes dar und wird also für die Produktion der Knollen um so weniger nachteilig sein, je später es eintritt, je mehr es sich dem natürlichen Tode des Krautes nähert, bei welchem die Ausbildung der Knollen vollendet ist. Die Krautverderbnis hat zwar nicht notwendig die Erkrankung der Knollen zur Folge. Meistens aber tritt auf den Acker, deren Laub vorzeitig schwarz geworden, auch eine Erkrankung der Knollen ein, die sogenannte Knollenfäule oder Zellenfäule. Die frischen Knollen zeigen dann bräunliche, etwas eingesenkte, verschieden große Flecke an der Schale. Auf dem Durchschnitte ist das Gewebe an diesen Stellen meist nur in geringer Tiefe unter der Schale gebräunt, der übrige Teil der Knolle gesund. Manchmal bemerkt man äußerlich noch gar kein sicheres Zeichen der Krankheit, nur eine oft kaum merkbare Mißfärbigkeit; aber auf dem Durchschnitte zeigen sich doch in der Rinde bis zu den Gefäßbündeln einzelne kleine, isolierte oder zusammenhängende, braune Flecke. Wenn anhaltend nasse Witterung herrscht, so kann die Krankheit der Knollen schon im Boden vor der Ernte zum Teil bis zur vollständigen Fäulnis fortschreiten. An den-

jenigen Knollen aber, die mit jenen ersten Anfängen der Krankheit geerntet worden sind, greift die letztere erst während der Aufbewahrung der Knollen im Winter in den Kellern oder Kellern langsam weiter um sich. Die Flecke vergrößern sich und die Bräunung dringt hier und da tiefer in den Knollen ein; nicht selten verdirbt letzterer endlich auch unter Fäulnisercheinungen. Diese Knollenfäule ist nun nicht mehr als direkte Wirkung des eigentlichen Urhebers der Kartoffelkrankheit, der *Phytophthora infestans* zu betrachten, sondern die notwendige Folge des eingetretenen Todes der Zellen der Kartoffelknollen. Dabei sind in der Regel auch andre Pilze, die mit der *Phytophthora* nichts zu thun haben, beteiligt, nämlich gewöhnliche Fäulnisbewohner, unter deren Einfluß die Zerstörung der kranken Knollen beschleunigt wird. Nur sind je nach den äußeren Umständen die Erscheinungen bei dieser Knollenfäule und die Fäulnispilze, welche sie begleiten, verschiedener Art. Sind die Aufbewahrungsräume trocken, so schrumpft der Knollen zu einer bröckeligen, zuletzt hart werdenden Masse zusammen, was man als trockene Fäule bezeichnet. Meistens siedeln sich auf den trockenfaulen Knollen, vielerlei Schimmelpilze an, welche in Form weißer Wolken hervorbrechen, die später gelbliche, zimmetfarbene, grünliche oder bläuliche Farbe annehmen. Am häufigsten bestehen diese Schimmel aus *Fusisporium Solani Mart.* und *Spicaria Solani Harting.* Beides sind nach Reinfé<sup>1)</sup> Conidienformen von Kernpilzen, das erstere gehört zu *Hypomyces Solani*, die letztere zu *Nectria Solani*. Beide sind von *Phytophthora* schon im Myceliumzustande leicht zu untersuchen; denn die Myceliumfäden sind mit Querscheidewänden versehen und wachsen nicht bloß zwischen den Zellen, sondern auch ins Innere derselben hinein und pflegen hier gewöhnlich sich in die Stärkekörner einzubohren und dieselben in verschiedenen Richtungen zu durchwuchern, so daß dieselben wie von unregelmäßigen Kanälen durchbohrt und wie zerstreut aussehen. Auf gesunde, lebende Knollen geimpft, vermögen aber die Sporen dieser Pilze, wie de Bary und Reinfé gezeigt haben, keine Erkrankung hervorzubringen, da sie eben keine Parasiten sind. Wenn nur ein Stück eines Knollens erkrankt war und dann trockenfaul geworden ist, so grenzt sich oft der lebende saftige Teil durch eine Korkschicht von dem toten ab, wodurch dem letzteren der Saftzutritt abgeschnitten ist, was sein Vertrocknen beschleunigt. Die Korkschicht stellt eine braune, lederartig zähe Schicht dar, welche der erkrankten Partie überall folgt, also bald nur oberflächlich vorhanden ist, bald ins Innere des Knollens eindringt, viele Lücken oder selbst große Hohlräume in dem Knollen auskleidet. Das durch eine solche Korkschicht abgeschnittene trockenfaule Gewebe erscheint, wenn es noch nicht ganz vernichtet ist, oft mehr oder weniger weiß pulverig; es besteht dann noch aus vielen Stärkekörnern, die besonders stark in der beschriebenen Weise verpilzt sind. In feuchter Umgebung aber verwandelt sich der abgestorbene Knollen in eine jauchige, übelriechende Masse; dieses ist die sogenannte nasse Fäule, bei welcher Bakterien die Fäulniserreger sind (S. 21); hier werden auch die Wände der Zellen gelöst und deshalb nimmt das Gewebe eine jauchige Beschaffenheit an, wobei aber die Stärkekörner länger erhalten bleiben. Diese Zersetzung verbreitet sich rascher im Knollen weiter, und dabei ist auch die Bildung einer dem weiteren Fortschreiten der Verderbnis Einhalt thnenden Korkschicht ershwert. Daß

<sup>1)</sup> Die Zersetzung der Kartoffel durch Pilze. Berlin 1879.

die kranken Knollen geringere Trockensubstanz und höheren Mineralstoffgehalt und daß die kranken Partien der Knolle viel weniger Zucker aber mehr Stickstoff als die weißen gesunden Partien der Knollen enthalten, wie Gilbert<sup>1)</sup> ermittelt hat, läßt sich alles leicht aus der bekannten Wirkung des Pilzes auf die Zellen erklären. Die von der Kartoffelkrankheit befallenen Knollen verwertet man am besten zur Brennerei und Stärkefabrikation. Auch die Verwendung als Viehfutter ist unbedenklich; man kann sie zu diesem Zwecke konservieren durch Dämpfen und Einstampfen in Gruben oder Einsäuern in rohem Zustand.

In jedem von der echten Kartoffelkrankheit ergriffenen Blatte ist die *Phytophthora infestans* mit Sicherheit zu finden. In der ganzen Umgebung der gebräunten Flecke wächst das Mycelium reichlich im Mesophyll, zwischen den Zellen desselben in verschiedenen Richtungen wuchernd, in Form einzelliger, stellenweise verzweigter, reich mit Protoplasma erfüllter Schläuche von 0,003 - 0,0045 mm Dicke, welche meist keine Haustorien besitzen. Dieses Mycelium verbreitet sich von der kranken Stelle aus allseitig centrifugal im Blatte weiter. In der äußersten Zone, die schon vom Mycelium erreicht ist, hat das Gewebe noch völlig normale Beschaffenheit. Weiter rückwärts, wo der Pilz schon reichlicher entwickelt ist, beginnt das Gewebe seinen Turgor zu verlieren; das Blatt, wiewohl noch grün, erweicht sich hier weiter. Diesem Zustande folgt dann rasch das vollständige Absterben, wobei die Zellen stärker zusammenfallen, der Inhalt desorganisiert und braun gefärbt, die Membranen ebenfalls gebräunt werden. In dem völlig getöteten Gewebe ist der Pilz ebenfalls abgestorben; er findet als Schmarroper hier nicht mehr seine Ernährungsbedingungen. Dieses Verhalten beweist, daß der Pilz die Zellen krank macht und durch sein Umherschleichen die Ausbreitung der Krankheit im Blatte bewirkt. In jener Zone um den kranken Fleck, in welcher das Mycelium entwickelt ist, werden auch die Conidienträger gebildet. Bedingung dazu ist, wie schon angedeutet, eine gewisse Feuchtigkeit der umgebenden Luft; denn bei trockenem Wetter vegetiert das Mycelium im Blatte, ohne Fortpflanzungsorgane zu erzeugen. Zweige der Myceliumschläuche dringen an der Unterseite des Blattes durch die Spaltöffnung nach außen und wachsen hier zu den baumförmigen, bis 1 mm hohen Conidienträgern heran (Fig. 9 A, B), welche durch ihre große Anzahl den erwähnten schimmelähnlichen Saum um die kranken Flecken hervorbringen. Der aus der Spaltöffnung hervorstehende Schlauch bekommt eine dickere Membran als die Myceliumschläuche und erfüllt sich reichlich mit Protoplasma; entweder wächst er zu einem einzigen Conidienträger heran, oder er treibt unmittelbar über der Spaltöffnung mehrere seitliche Ausfällungen, welche ebenfalls zu je einem Conidienträger auswachsen, so daß ein Büschel solcher aus der Spaltöffnung hervortritt. Auf den Blattnerven, welche keine Spaltöffnungen besitzen, kommen auch Conidienträger einzeln oder in Büscheln vor; hier drängt sich der Conidienträger zwischen je zwei Epidermiszellen nach außen. Die Conidienträger sind in der oberen Hälfte entweder monopodial mit ein oder mehreren Ästen besetzt, welche einfach sind oder wieder einen oder wenige seitliche Ästchen treiben, oder sie sind seltener zweibis dreimal gabelig in ihre geteilt, dabei einzellig oder in ihrem Hauptstamme durch einige Querscheidewände geteilt.

Der Pilz  
der kranken  
Blätter.

<sup>1)</sup> Refer. in *Zust botan. Jahrbuch*. 188<sup>1</sup>. II. pag. 198—199.

Die Ästchen letzter Ordnung sind zwei bis dreimal dünner; jedes bildet an der Spitze durch Anschwellung seines Endes und Einwandern des Protoplasmas in die Anschwellung eine Conidie. Nach Abschüttung derselben wiederholt sich die Conidienbildung in der oben beschriebenen Weise. Die

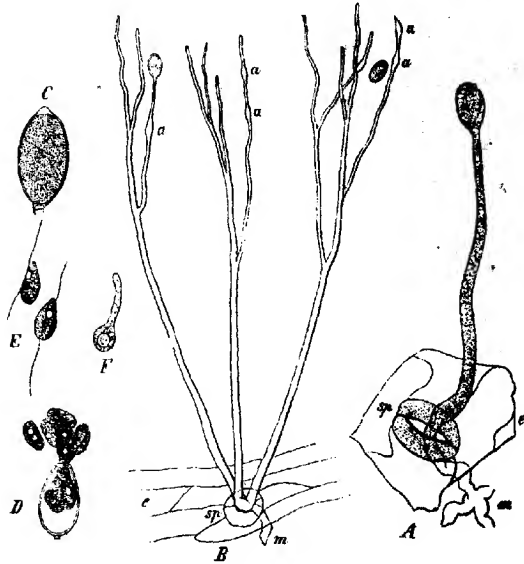


Fig. 9.

**Der Parasit der Kartoffelkrankheit (*Phytophthora infestans* de By.) auf den Blättern.**

A Ein Stückchen der abgezogenen Epidermis e von der Unterseite des Blattes an einer kranken Stelle. Aus der Spaltöffnung sp ist als unmittelbare Fortsetzung des im Innern des Blattes befindlichen Mycelliumschlauches m ein junger Conidienträger aufgewachsen, der noch unverzweigt ist und auf seiner Spitze die erste Conidie zu bilden beginnt. 200 fach vergrößert. B Ein Stück Epidermis e mit einem vollständig entwickelten Conidienträger, der aus der Spaltöffnung sp hervorgewachsen ist, mit dem darunter sichtbaren Mycelliumstüch m zusammenhängt und zu einem Büschel verzweigter Conidienträger geworden ist. a die eigentümlich angeschwollenen Stellen an den Enden der Äste, welche die Orte früherer Sporenbildung anzeigen. 120 fach vergrößert. C Eine reife Conidie, an der Spitze mit der Papille, am Grunde mit dem Stielchen. 500 fach vergrößert. D Eine Conidie, in der Form eines Sporangiums keimend, die jungen Schwärmsporen ausschüpfend. 400 fach vergrößert. E Zwei entwickelte Schwärmsporen. 400 fach vergrößert. F Eine aus einer Schwärmspore gewordene ruhende Spore, mit Keimschlauch keimend. 400 fach vergrößert.

Conidien sind von ovaler Gestalt, im längeren Durchmesser durchschnittlich 0,027 mm, an der Basis mit einem ganz kurzen Stielchen versehen, indem die Abgliederung des Fadens ein wenig unterhalb des Ansatzes der Spore stattfindet. Am Scheitel besitzen sie eine kleine Papille als verdickte Stelle der sonst gleichförmigen, glatten, mäßig dicken, farblosen Membran; der Inhalt ist ganz mit körnigem Protoplasma erfüllt (Fig. 9C).

Die kranken Knollen enthalten denselben Parasiten: Myceliumschläuche, in jeder Beziehung denselben in den Blättern gleich, wuchern zwischen den großen, mit Stärkekörnern erfüllten Parenchymzellen, selten in dieselben kurze haufenartige Zweige sendend. Die von dem Mycelium umwachsenen Zellen zeigen gebräuntes Protoplasma, ihre Stärkekörner lösen sich langsam auf, indem sie in der Richtung der Breite schneller abnehmen und daher mehr spindelförmig werden. Die Mycelschläuche finden sich nicht bloß in den gebräunten Stellen, die auf dem Durchschnitte durch einen kranken Knollen sichtbar sind, sondern auch bereits im Umkreise derselben, zwischen Zellen, die noch keine Spur einer Bräunung der Membran oder des Protoplasmas zeigen und überhaupt noch völlig gesund erscheinen. So ist auch hier vor der Erkrankung der Zellen der Parasit zwischen ihnen vorhanden und giebt sich dadurch wiederum als die Ursache jener zu erkennen. Daß dieses Mycelium wirklich der Phytophthora angehört, läßt sich leicht nachweisen, wenn man durchschnittenen kranken Knollen, am besten in den ersten Stadien der Krankheit, wo noch keine Schimmelpilze sich angesiedelt haben, unter Glasglocken feucht hält; an den Schnittflächen treiben dann die Mycelfäden die charakteristischen Conidienträger, die dann wie ein weißer Schimmel um die braunen Flecken sich erheben (Fig. 10).

Der Pilz  
der kranken  
Knollen.

Der Pilz wurde schon im Jahre 1845 gleichzeitig von Hrn. Ribert und von Montagne an den kranken Kartoffelpflanzen beobachtet. Jene beschrieb ihn unter dem Namen *Botrytis devastatrix*, dieser nannte ihn *B. infestans*. Bald danach ist er von Unger<sup>1)</sup>, Caspary<sup>2)</sup> und de Bary<sup>3)</sup> als Peronosporacee erkannt und benannt worden. Daß dieser Pilz auch wirklich die Ursache der Kartoffelkrankheit ist, ist durch das Folgende, was wir über die Entwicklung desselben wissen, unwiderleglich dargethan. Die Conidien sind vom Augenblicke ihrer Reife an keimfähig und keimen bei Anwesenheit von Feuchtigkeit schon nach wenigen Stunden. Entweder treibt die Conidie unmittelbar einen Keimschlauch, der sich an der Papille derselben entwickelt. Häufiger spielt sie die Rolle eines Sporangiums, ihr Inhalt zerfällt in eine Anzahl (6–16) gleich großer Portionen, die zu ebensoviel Schwärmosporen sich ausbilden (Fig. 9D u. E). Letztere verlassen durch die Öffnung, die sich durch Auflösung der Papille bildet, das Sporangium. Sie sind ungleichförmig oval, nahe dem spitzen Ende mit einem hellen, runden Fleck versehen, hinter welchem zwei lange Cilien sitzen, die nach vorn und hinten gerichtet sind. Nach höchstens halbtägigem Schwärmen im Wasser kommen die Zoosporen allmählich zur Ruhe, runden sich ab und umgeben sich mit einer Zellhaut, worauf sofort die Keimung unter Bildung

Der Pilz  
als Ursache der  
Kartoffel-  
krankheit.  
Künstliche  
Injektions-  
versuche.

<sup>1)</sup> Botan. Zeitg. 1847, pag. 314.

<sup>2)</sup> Monatsber. d. Berliner Akad. 1855.

<sup>3)</sup> Journal of Botany 1876, pag. 105, und Die gegenwärtig herrschende Kartoffelkrankheit. Leipzig 1861.

eines Keimschlauches beginnt (Fig. 9 F). de Bary<sup>1)</sup>, welcher diese Verhältnisse zuerst beobachtete, hat auch das Eindringen der Keime in gesunde Stengel und Blätter der Kartoffelpflanze verfolgt und nachgewiesen, daß auf diese Weise die Blätter mit der Krankheit infiziert werden.

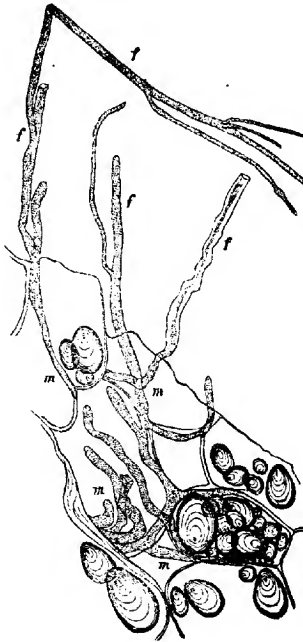


Fig. 10.

**Der Parasit der Kartoffelkrankheit (*Phytophthora infestans* de By.) an den Knollen.** Stück eines Durchchnittes von der Schnittfläche eines kranken Knollen, an welchem Conidienträger des Pilzes *ffk* (hier zum Teil abgeschnitten) hervorgeproßt sind, denjenigen auf den Blättern gleich; sie treten als Fortsetzungen der Myceliumschläuche *m* hervor, welche man zwischen den mit Stärkekörnern erfüllten Zellen in großer Zahl bemerkt. Ungefähr 150fach vergrößert.

dies ist zuerst (Speer|schneider<sup>2)</sup>) geblüht. Nimmt man unzweifelhaft gesunde Kartoffeln und besetzt auf ihnen kranke Blattstücke, welche reife

Die Keimschläuche dringen durch die Außenwand der Oberhautzellen in diese ein. Der durch die Zellwand gehende Teil des Keimschlauches bleibt sehr dünn, das eingedrungene Stück schwillt wieder blasenförmig an und verlängert sich zu einem Myceliumschlauch; der Inhalt der Spore wandert in das eingedrungene Stück über. Letzteres wächst nun aus der Epidermiszelle in die Interzellulargänge des darunter liegenden Gewebes. Sporen, die in der Nähe einer Spaltöffnung liegen, können ihren Keimschlauch auch durch diese in die Pflanze senden. Überall, wo ein Keimschlauch eingedrungen und mit Zellwänden in Berührung getreten ist, erscheinen die letzteren intensiv braun gefärbt, und die Färbung kann sich dann auf die nächst benachbarten, nicht direkt vom Pilzfaden berührten Zellen verbreiten. Dann stirbt auch der Zellinhalt unter Bräunung ab. Wir haben also in diesen Erscheinungen den Anfang der Krankheit vor uns.

Auch die Erkrankung der Knollen kann man durch Infektion mit Sporen erzeugen;

<sup>1)</sup> Kartoffelkrankheit, pag. 16–26.

<sup>2)</sup> Bot. Zeitg. 1857, pag. 151.

Conidien tragen, entweder auf die Schnittfläche der zerteilten oder auf die Schale der unversehrten Knollen, so tritt nach wenigen Tagen an den besäeten Stellen die für die Knollenkrankheit charakteristische Bräunung auf, und in diesen Stellen findet sich das Mycelium des Pilzes. Es genügt sogar, um gesunde Kartoffeln anzustecken, nach de Vary's Versuchen, wenn Conidien auf der Oberfläche eines pilzfreien Bodens ausgestreut werden, in welchem die Knollen 1 bis mehrere Centimeter tief untergebracht worden sind, auch wenn der Boden nur mäßig begossen wird. In den unversehrten Knollen dringen die Keimschläuche, indem sie die Kortzellenschichten quer durchwachen.

Wenn es nun auch unzweifelhaft ist, daß allein die *Phytophthora* die Überwinterung der Kartoffelkrankheit verursacht, so ist doch die Frage, wie der Pilz alljährlich zuerst auf den Acker und in das Kraut und die Knollen gelangt, was in sehr verschiedener Weise denkbar ist, noch nicht nach allen Richtungen aufgeklärt. Die Conidien, welche im Sommer auf einem kranken Kartoffelacker gebildet werden und hier unzweifelhaft den Pilz und die Krankheit von Stod zu Stod verbreiten, behalten bis zum nächsten Frühjahr ihre Keimkraft nicht, sondern verlieren nach de Vary's Prüfung dieselbe, wenn sie trocken aufbewahrt werden, nach mehreren Wochen und jedenfalls vor Ablauf des Winters; und diejenigen, welche in den feuchten Ackerboden gelangen, dürften noch rascher vergehen, weil sie keimen und weil es bekannt ist, daß ihre Keimschläuche wenn sie nicht in eine Nährpflanze eindringen können, sehr bald absterben. Die vorjährigen Conidien können also die Krankheit nicht veranlassen. Zweitens könnte nach Analogie vieler anderer Peronosporaceen an etwaige Dosporen gedacht werden, welche überall, wo sie vorkommen, als Dauersporen fungieren und zur Überwinterung der betreffenden Peronosporaceen bestimmt sind. Während nun aber beim Kartoffelpilz gewöhnlich nie eine fertige Sporenbildung zu beobachten ist, behauptete eine Reihe englischer Mykologen, die fraglichen Dosporen der *Phytophthora* gefunden zu haben. Schon 1845 wurde von Montagne in den Interzellulargängen faulender Kartoffeln ein Fadenpilz beobachtet mit interstitiell in den Fäden stehenden stacheligen Sporen, den er *Artotrogus hydnosporus* nannte. Smith<sup>1)</sup> hat nun 1875 in kartoffelkranken Blättern, die er in Wasser faulen ließ, reichlich Myceliumfäden mit anhängenden sporenähnlichen Körpern von zweierlei Art gefunden: die einen größer und bisweilen einen stacheligen Körper enthaltend, welcher *Artotrogus* gleich, die andern kleiner und an dünneren Fäden sitzend. Zene erklärt er für die Oogonien, diese für die Anthecidien der *Phytophthora* der Kartoffelkrankheit, eine Behauptung, welcher auch Berkeley<sup>2)</sup> beipflichtete. Smith<sup>3)</sup> hat die vermeintlichen Dosporen gesammelt und in versiegelten Gläsern mit etwas Wasser über Winter aufbewahrt. Die Mehrzahl derselben soll während dieser Zeit bis auf das Doppelte ihres Durchmessers sich vergrößert haben und ihre Membran dunkelbraun und warzig oder rachelig geworden sein. Im Frühjahr sei Bildung von Zoosporen erfolgt, die in einer gemeinschaftlichen Hülle aus der Dospore hervortraten, mit zwei Cilien schwärmten, nach einiger Zeit zur Ruhe kamen und Keimschläuche trieben. Auf kartoffelscheiben ausge-

<sup>1)</sup> Gardener's Chronicle 1875, 10. Juli.

<sup>2)</sup> Gardener's Chronicle 1876, Bd. V, pag. 402.

<sup>3)</sup> l. c. 1876, Bd. VI. pag. 10—12 u. 39—42



säet sollen sie Mycelien mit den Conidienträgern der *Phytophthora* hervor- gebracht haben. Später seien Oosporen auch direct in Keimkläudche aus- gewachsen. Hiergegen ist erstens zu bemerken, daß eine Bildung von Oosporen unter diesen Umständen bei allen übrigen Peronosporaceen un- erhört ist, denn diese Organe werden immer in der lebenden Nährpflanze, in der Regel sogar unter eigentümlichen hypertrophischen Erscheinungen derselben gebildet. Nun haben aber die sorgfältigsten Nachforschungen, die auf alle Theile kranker Kartoffelpflanzen gerichtet wurden, niemals diese Or- gane finden lassen. Zweitens ist es durch de Bary's<sup>1)</sup> spätere Unter- suchungen wenigstens sehr zweifelhaft geworden, daß die Smith'schen Körper Organe der *Phytophthora* sind. Wenn kranke Kartoffelstücke in Wasser gelegt werden, so treibt das Mycelium des Parasiten auch in das Wasser Zweige, welche sich wie Conidienträger verzweigen, auch Zoosporen bilden; aber Dogonien entstehen an ihnen nicht und der Parasit stirbt mit beginnender Fäulnis ab. Nun hat aber de Bary in alten Knollen, welche im Boden ihre Sprossen getrieben hatten und schon stark einge- schrumpft waren, sowie in solchen Knollen und in solchem Kraut, welches durch *Phytophthora* getödtet war, verschiedene andre Peronosporaceen gefunden, welche dort saprophytisch leben, besonders *Pythium Artotrogus*, *P. de Bary- anum* und *P. vexans*, mit deren Dogonien und Antheridien wahrschein- lich die vermeintlichen Geschlechtsorgane der *Phytophthora* verwechselt worden sind. Wenn die aus den Oosporen dieser Pilze kommenden Schwärmosporen auf Theile der Kartoffelpflanze gesät werden, so starben sie ab und brangen nie in das Gewebe ein, während sie z. B. auf verschiedenem toten Material üppig gediehen. Auch Sadebeck<sup>2)</sup> fand in erkrankten Kartoffelpflanzen das *Pythium de Baryanum* und konstatierte dabei die Abwesenheit der *Phytophthora*. Die Angabe Smorawski's<sup>3)</sup>, er habe an einem einzigen Präparate junge Dogonien im Zusammenhange mit den Conidienträgern der *Phytophthora infestans* gesehen, kann wegen sehr flüchtiger Beobachtung keinen Wert beanspruchen. Es muß also angenommen werden, daß der *Phytophthora* in der Kartoffelpflanze keine überwinternden Oosporen bildet.

Überwinterung  
des Pilzes  
in den Knollen.

Dagegen ist es sicher, daß die *Phytophthora* sich den Winter über durch das in den Knollen perennierende Mycelium erhält. Die während des Winters in den Aufbewahrungsräumen liegenden Kartoffeln enthalten das Mycelium des Pilzes; dieses lebt mit den Knollen weiter, so lange diese der Krankheit nicht erliegen sind. Der Pilz hat aber in den Aufbewahrungs- räumen auch Gelegenheit und günstige Bedingungen, Conidienträger zu entwickeln und durch Conidien sich fortzupflanzen. An etwaignen Wund- stellen der kranken Stellen der Knollen, sowie auf den jungen Anfängen der Triebe, die sich Ende Winters aus den Augen zu entwickeln beginnen, und in die das Mycelium aus den kranken Knollen eingebracht ist, kommen nit selten Conidienträger zum Vorschein<sup>4)</sup>. Diese Conidien können nun teils noch während der Aufbewahrung die gesunden Knollen und Triebe

<sup>1)</sup> Journal of Botany 1887, pag. 105 ff. und Botan. Zeitung 1881, pag. 617.

<sup>2)</sup> Bot. Zeitg. 1876, pag. 268.

<sup>3)</sup> Landwirtsch. Jahrb. XIX. 1890, pag. 1 ff.

<sup>4)</sup> Vergl. Kühn, Zeitschrift der landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1871, Nr. 11.

anfänge inficieren, teils werden sie sich bei der Aussaat mit auf die Felder verbreiten und hier auf den jungen Trieben geeignete Bedingungen für ihre Entwicklung finden. Noch sicherer gelangt aber der Pilz durch das in den Saatknohlen lebende Mycelium auf den Acker denn es ist auch bei der sorgfältigsten Auslese der als Saatgut zu verwendenden Kartoffeln unmöglich, jede kranke Stelle eines Knollens zu erkennen. An den in den Boden ausgelegten kranken Knollen können sich aber, wie ebenfalls durch Beobachtung nachgewiesen ist, in derselben Weise wie in den Aufbewahrungsräumen, Conidienträger bilden. Besonders aber ist hier nun das Mycelium selbst wieder weiterer Entwicklung fähig. De Bary<sup>1)</sup> hat nachgewiesen, daß in der That das Mycelium in den Saatkartoffeln durch die jungen Triebe emporsproßt und hier endlich die Krankheit des Laubes erzeugt. Ist das Mycelium nur spärlich in einen Trieb eingedrungen, so kann derselbe äußerlich gesund erscheinen und sich zunächst normal entwickeln. Wenn aber das Mycelium in reichlicher Menge in einen Trieb gelangt ist, so wird dieser bald getötet. Es kommt daher vor, daß schon beim Austreiben der Knollen einzelne junge schwarzgewordene Triebe gefunden werden, welche das Mycelium massenhaft enthalten und leicht Conidienträger erscheinen lassen. Diese ersten Anfänge der Krautverderbnis und der Bildung frischer Conidien werden zwar, wenn einigermaßen gute Saatkartoffeln gelegt worden sind, nur sehr vereinzelt und unbemerkt auftreten, aber sie genügen bei der von nun an wachsenden Vermehrungsfähigkeit des Pilzes, um denselben früher oder später zu auffallenderer Erscheinung zu bringen. De Bary<sup>2)</sup> hat dies auch bei Pflanzungen im freien Lande konstatiert. Im März inficirte Knollen wurden im April ausgepflanzt; einzelne der getriebenen Sprossen wurden braun und enthielten das Mycelium; von diesen aus wurde dann schon im Mai eine weiter gehende Erkrankung der Blätter beobachtet. Diesen Ergebnissen widerstreiten nicht die von Andern gemachten Beobachtungen, wonach kranke Saatkartoffeln, die noch stückweise gesund gewesen sind, bei trockener Aufbewahrung im nächsten Jahre gesunde Pflanzen mit gefunden Knollen ergeben haben<sup>3)</sup>; es geht daraus nur hervor, daß das Mycelium aus einem kranken Knollen nicht notwendig auch in den Trieben emporsprossen muß, was übrigens schon die de Bary'schen Versuche gelehrt haben.

Daraus ergibt sich, daß die Keime des Kartoffelpilzes in jedem Jahre mit den Saatknohlen selbst gelegt werden und daß von diesen der Pilz der Krautfäule seine Herkunft ableitet. Selbstverständlich werden schon ein oder wenige von Hause aus kranke Stauden in einem Acker genügen, um als Infektionsherde die Verseuchung des ganzen Ackers zu veranlassen, wegen der schnellen Vermehrung des Pilzes durch Sporen. Weiter ergibt sich, daß die Infektion der neuen Knollen teils direkt von dem krank gewordenen Mutterknollen ausgeht, indem das Mycelium aus diesem durch die Stolonen in jene hineinwachsen kann, teils und hauptsächlich aber, wie die oben angeführten

Wie die Infektion der Kartoffelpflanze geschieht.

<sup>1)</sup> Kartoffelkrankheit, pag. 48 ff.

<sup>2)</sup> Journal of Botany 1876

<sup>3)</sup> Vergl. z. B. Rees, Zeitschr. d. landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1872, Nr. 4. Anderweitige derartige Angaben finden sich bei Fringsheim, Annalen der Landwirtschaft Bd. 44, 49 und 57 und Landwirtschaft. Jahrbücher 1876, pag. 1137.

Anderweite  
Nährpflanzen  
des Kartoffel-  
pilzes.

Versuche Speersneider's und de Bary's gezeigt haben, durch die auf dem kranken Ranke erzeugten Conidien, welche durch die Luft und dann durch den Boden auf die Knollen gelangen, sei es auf die eigenen Knollen der Pflanze, sei es auf weitere Entfernungen hin nach andern Pflanzen.

Es ist aber noch ein anderer Weg denkbar, auf welchem Kartoffelpflanzen mit dem Pilze infiziert werden könnten. Denn die *Phytophthora* lebt außer auf der Kartoffelpflanze noch auf einigen andern Arten der Gattung *Solanum*, jedoch fast nur auf solchen, die mit jener die süd- oder mittelamerikanische Heimat teilen. So besonders auf den in den Gärten kultivierten, ebenfalls fiederblättrigen und ausläufertreibenden Arten, wie *Solanum tuberosum* Lindl., *S. stoloniferum* Schl., *S. utile* Kz., *S. Maglia* Molin., *S. verrucosum* Schl., und auf dem Bastard *S. utile-tuberosum* Kz., ferner auf den in unsern Gärten häufig kultivierten Tomaten (*S. Lycopersicum*), deren Laub oft durch den Pilz erkrankt, sowie auf dem australischen *S. laciniatum* Ait. Lagerheim<sup>1)</sup> beobachtete den Pilz auch in Ecuador auf den dort der schmachtigen Früchte wegen kultivierten „Pepinos“ (*Solanum muricatum* Ait.), welche er zur Fäulnis bringt. Nach de Bary läßt sich der Pilz kümmerlich auch auf *Solanum Dulcamara* kultivieren, meidet aber übrigens streng unsere einheimischen Nachtschattenarten, die wie *S. nigrum* u. a. als Unkräuter auf Kulturland wachsen. Ferner fand ihn Berkeles auf den Blättern von *Anthocercis viscosa*, einer neuholländischen *Scrofulariacee*, und de Bary in einem Garten bei Strassburg auf der chilenischen *Scrofulariacee* *Schizanthus Grahami*. Indessen ist die Annahme nahelegend, daß wenn der Pilz auf diesen Pflanzen gefunden wird, er umgekehrt erst von der Kartoffelstaude auf diese übergegangen ist. Auf allen diesen Pflanzen ruft übrigens der Pilz dieselben Krankheits Symptome hervor, und auf keiner ist er mit Sporen gefunden worden.

Historisches.

Die im Vorstehenden charakterisierte Kartoffelkrankheit ist erst seit 1845 in Europa allgemein bekannt. Nachdem sie in den Jahren 1843 und 1844 in Nordamerika zuerst besorgniserregend aufgetreten war, brach sie in dem nachfolgenden Sommer des Jahres 1845 epidemisch in den Kartoffelbauenden Ländern Europas aus und dauerte in gleich verheerender Weise bis 1850. Seitdem hat sie zwar an Heftigkeit nachgelassen, ist aber nicht verschwunden; sie zeigt sich fast in jedem Jahre: in trockenen Sommern schwach und selten, in allen nassen Jahren in starkem Grade und allgemein verbreitet. Es ist unzweifelhaft, daß sie schon vor 1845 in Europa gewesen ist; da aber erst in diesem Jahre durch die Heftigkeit ihres Ausbruches die allgemeine Aufmerksamkeit auf sie gelenkt wurde und erst seit dieser Zeit ihre genauere Kenntnis begonnen hat, so läßt sich die Identität von Erkrankungen der Kartoffel, über die aus früheren Jahren berichtet wird, mit der gegenwärtigen nicht mehr mit Sicherheit feststellen. Indessen versichern zuverlässige Beobachter, welche den Ausbruch der Krankheit 1845 erlebten, daß es dasselbe Uebel sei, welches schon seit Anfang der vierziger Jahre stellenweise in Deutschland aufgetreten ist, und in Frankreich soll die Krankheit längst vorhanden gewesen sein, aber nur wegen geringer Verbreitung keine allgemeine Aufmerksamkeit erregt haben<sup>2)</sup>. Dies deutet darauf hin, daß wahrscheinlich schon in früher Zeit der Pilz mit der Kartoffel nach Europa

<sup>1)</sup> Mejer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 161.

<sup>2)</sup> Vergl. de Bary, Kartoffelkrankheit, pag. 64.

gekommen und hier erst nach langer Dauer unbemerkten Auftretens die jetzige Verbreitung erlangt hat. In der Heimat der Kartoffel, den Hochländern des wärmeren Amerikas, ist die Krankheit von jeher heimisch. Ihre Einwanderung in die alte Welt hat wahrscheinlich mit den Knollen stattgefunden, weil in diesen das Mycelium des Parasiten perenniert.

Wenn auch die *Phytophthora* die alleinige Ursache der Kartoffelkrankheit ist, so haben doch Witterung und Boden einen großen Einfluß auf die Entwicklung des Pilzes und somit auf die Ausbreitung der Krankheit. Die wichtigste, wenn nicht einzige Rolle hierbei spielt die Feuchtigkeit. Alles, was einen dauernd hohen oder plötzlich sich steigenden Feuchtigkeitsgrad der Luft und des Bodens bewirkt, befördert die Krankheit. So ist es unzweifelhaft, daß die Epidemie, die wahrscheinlich durch die Verbreitung der *Phytophthora* über die kartoffelbauenden Länder längst vorbereitet war, infolge der abnorm nassen Witterung des Jahres 1845, die dem Pilz mit einem Male ungewöhnlich günstige Bedingungen schuf, plötzlich überall zum Ausbruch kam. In regenreichen Jahren tritt seitdem immer die Kartoffelkrankheit bedeutend stärker auf als in trockenen Sommern. Wenn auf trockene Tage regnerisches Wetter oder kühlere, die Taubildung befördernde Witterung folgt, so erscheint sie nicht selten plötzlich. Eriksson's<sup>1)</sup> Beobachtungen in Schweden haben freilich keinen genauen Parallelismus zwischen der Regenmenge und der Intensität der Krankheit ergeben. Er schien eine ungefähr vierjährige Periode allmählicher Steigerung mit darauf folgendem Abfallen zu einem Minimum zu bestehen. Eingeschlossene Lagen, wie zwischen Wald oder in engen Thälern, desgleichen nasser Boden, wo also häufig Nebel- und Taubildung stattfindet, zeigen gewöhnlich die Kartoffelkrankheit stärker als freie Lagen und trockene Böden. Und aller Einfluß, den man überhaupt den Bodenarten und der Düngung zugeschrieben hat, möchte vielleicht nur auf den verschiedenen Feuchtigkeitsverhältnissen derselben beruhen. Trockne leichte Böden, namentlich Sandböden, zeigen die Krankheit weniger stark als die schwereren Bodenarten. Die fördernde Wirkung des erhöhten Wasserdampfgehaltes der Luft beruht einerseits darauf, daß der Pilz in einer Pflanze, deren Verdunstung gehindert ist, viel rascher zu wachsen und um sich zu greifen scheint, andernteils und hauptsächlich darauf, daß in feuchter Luft die Bildung von Conidienträgern, die in trockener Umgebung fast ganz unterbleibt, mächtig hervorgerufen und dadurch eine bedeutende Vermehrung des Pilzes bewirkt wird (s. oben), sowie daß die Bildung von Schwärmsporen, die Keimung und das Eindringen derselben nur bei Gegenwart von Feuchtigkeit (Regen- oder Tauwasser) möglich ist. Die Höhe über dem Meere scheint ohne Einfluß zu sein, soweit nicht die größere Feuchtigkeit der Gebirgsgegenden förderlich wirkt; die Krankheit geht vom Tieflande bis an die obere Grenze des Kartoffelbaues.

Die Kulturmethoden haben keinen besonders ersichtlichen Einfluß gezeigt. Einen Schutz gegen die Krankheit versprach man sich eine Zeitlang von der Göllich'schen Anbaumethode, bei welcher die neuen Knollen sich in Erdhügeln bilden, höher als die tiefsten Stellen der Bodenoberfläche, an denen sich das Regenwasser, welches viele Sporen von den Blättern abwäscht, sammelt. Die Erfahrung hat aber gezeigt, daß auch in diesem Falle

Einfluß  
von Witterung  
und Boden.

Einfluß der  
Kulturmethode.

<sup>1)</sup> Berichte der Botaniska Sällskapet i Stockholm, 14. Nov. 1884.

der Pilz nicht von den neuen Knollen abgehalten wird, was sich leicht aus dem Vorhergehenden erklärt. Indes soll nach den Versuchen von Jensen<sup>1)</sup> eine 3 bis 5 Zoll hohe Erdschicht über den Knollen diese vor dem Erkranken schützen, wenn man die Erde mit sporenhaltigem Wasser begießt; bei Sandboden soll schon eine 1,5 Zoll hohe Schicht hierzu genügen. Darauf gründete Jensen ein Verfahren zum Schutze der Kartoffeln gegen die Phytophthora, darin bestehend, daß die Pflanzen in 80 cm entfernten Reihen stehend, von einer Seite 26–30 cm hoch angehäuelt werden, so daß das Kartoffelkraut eine merkliche Neigung nach der entgegengesetzten Seite erhält. Nun haben allerdings auch verschiedene Beobachter gefunden, daß bei dem Jensen'schen Verfahren weniger Kranke geerntet werden, nach Marek<sup>2)</sup> z. B. im Mittel aller Versuche 27,5 Prozent an Kranken, während die gewöhnliche Kulturmethode 35,3 Prozent kranker Knollen ergab. Doch soll nach andern Versuchsansstellungen der Ertrag dadurch bedeutend vermindert werden, indem die Knollen sehr klein bleiben, vermutlich weil in den Schutzhäufelungen der Boden außerordentlich stark anstrocknet, was der Knollenbildung besonders bei Böden mit geringer Wasserkapazität nachteilig ist<sup>3)</sup>. Für die Beobachtung von Delius<sup>4)</sup>, daß die Kartoffeln der kleinen Leute häufiger mehr erkranken als die feineren, selbst wenn beide von gleichem Saatgute stammten, fehlt es zunächst an einer Erklärung; jedenfalls ist es zweifelhaft, ob, wie der Beobachter will, daraus eine Verbreitung der Pilzseime durch den Dünger zu folgern ist. Vielsach ist auch der Düngung ein Einfluß zugeschrieben worden. Von den verfehlten Ansichten Liebig's und Andrer, daß die Kartoffelkrankheit durch ungenügende Menge von Kalz oder Phosphorsäure bedingt sei, kann gegenwärtig keine Rede mehr sein. Vielsach wurde auch behauptet, daß erhöhte Stickstoffdüngung die Krankheit begünstige. Dies hat sich namentlich bei den Versuchen von Gilbert<sup>5)</sup> gezeigt, wo im Mittel aus den Erträgen von zwölf Jahren bei Nichtstickstoffdüngung die Menge der kranken Knollen zwischen 3,15 und 3,45 Prozent, bei Stickstoffdüngung in verschiedener Form zwischen 4,06 und 7,00 Prozent des Gesamtertrages schwankte; indes trat dieser Unterschied nur in der feuchten, nicht in der letzten vierjährigen trockenen Periode hervor. Man hat auch durch Abschneiden des Laubes kranker Äder die Knollen vor der Krankheit zu schützen gesucht. Es haben sich aber keine besonders ersichtlichen Resultate gezeigt. Jedenfalls bleiben die Knollen ungewöhnlich klein, wenn der Laubkörper der Kartoffelpflanze allzufrüh genommen wird. Und wenn die Phytophthora im Anfange der Krankheit schon in unterirdischen Ausläufern sich befindet, oder wenn Sporen des Pilzes von benachbarten Ädern durch den Wind herzugeweht werden, so kann auch trotz

<sup>1)</sup> Cit. in Bot. Centralbl. 1883. XV, pag. 380. — Die Kartoffelkrankheit und der Schutz gegen dieselbe durch Anhäufeln mit Erde; cit. in Wiedermann's Centralbl. f. Agrif. 1885, pag. 473. Vergl. auch Eriksson, Om Potatissjukan dess Historia och Nature etc. Stockholm 1884.

<sup>2)</sup> Zur Bekämpfung der Kartoffelkrankheit, cit. in Wiedermann's Centralbl. f. Agrif. 1885, pag. 850

<sup>3)</sup> Vergl. Wiedermann's Centralbl. f. Agrif. 1887, pag. 113.

<sup>4)</sup> Zeitschr. d. landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1870, pag. 92.

<sup>5)</sup> Refer. in Zuss. botan. Jahresber. 1889 II, pag. 197.

der Entlaubung die Krankheit in den Knollen ausbrechen, wie dies ein Versuch Kühn's<sup>1)</sup> gelehrt hat.

Es ist schon von Kühn<sup>2)</sup> hervorgehoben worden, daß es zwei bestimmte Zeitabschnitte im Leben der Kartoffelpflanze giebt, wo die letztere am empfindlichsten für die Krankheit ist. Am schnellsten erliegen junge Triebe, sobald der Pilz wirklich in sie eingedrungen ist, also z. B. von dem kranken Saatknollen aus. Erwachsene Triebe sind dagegen viel widerstandsfähiger, können also gesund bleiben, wenn sie während ihres Jugendzustandes vom Mycelium des Pilzes nicht erreicht worden sind. In einem späteren Stadium, gegen die Zeit der Reife des Kartoffelkrautes, tritt aber wieder eine größere Empfindlichkeit ein, die eben in dem in dieser Zeit gewöhnlichen starken Ausbruch der Krankheit sich fundgiebt, und womit es eben zusammenhängt, daß zu einer und derselben Zeit, z. B. Anfang August, die früheren Sorten rasch durch den Pilz getötet werden, während die späteren Sorten viel schwächer und zwar um so langsamer erkranken, je spätreifer sie sind. Auch hat Kühn die Beobachtung gemacht, daß frühe Sorten, welche ungewöhnlich spät gelegt wurden, wenig erkranken, während dieselben Sorten, zur gewöhnlichen Zeit gelegt, stark von der Phytophthora befallen wurden. Eine wirkliche Erklärung dieser in der Pflanze selbst liegenden wechselnden Empfindlichkeiten besitzen wir nicht; die Erklärungsversuche Sorauer's<sup>3)</sup> beruhen auf bloßer Spekulation, nicht auf erwiesenen Thatsachen.

Außer Zweifel ist eine verschiedene Empfindlichkeit einzelner Kartoffelsorten für die Krankheit. Dieselbe ist schon durch die vergleichenden Versuche, welche auf Anregung der landwirtschaftlichen Akademien in den Jahren 1871 bis 1873 angestellt worden sind, sowohl bei Kulturen im großen als auch bei direkten Injektionsversuchen erkannt und seitdem wiederholt bestätigt worden. Als Beispiel seien die Versuche Marek's<sup>4)</sup> angeführt, welche z. B. im Jahre 1883 folgende Scala der Widerstandsfähigkeit einzelner Sorten beobachtete; es lieferten: Garnet-Chili 4,5, Seed 5,4, Thusnelda 6,4, Paulsen No. I 6,8, Hertha 7,2, Ceres 7,5, Andersen 8,7, Aurora 9,9, Howora 9,9, Alkohol 12,4, Alkohol violette 12,9 Prozent Kranke. Worauf die verschiedene Empfindlichkeit indes beruht, läßt sich noch nicht genauer beantworten. Die Dichte der Schale dürfte wohl die verschiedene Infizierbarkeit der Sorten nicht bedingen; denn bei sämtlichen ist die Randschicht für die Phytophthora durchdringbar; indes haben sich freilich die dünnchaligen weißen Sorten zur Erkrankung entschieden mehr als die dickchaligen roten geneigt erwiesen. Auch könnte an die ungleich starke Ausbildung des Laubes bei den einzelnen Sorten gedacht werden, weil die größere Laubentwicklung einen feuchteren Raum unter der Pflanze erzeugt, welcher dem Wachstum des Pilzes förderlich ist. Der Kartoffelzüchter Paulsen<sup>5)</sup> behauptet, daß diejenigen Sorten, welche geringen Stärkegehalt besitzen und früh absterben, am wenigsten gegen die Krankheit widerstandsfähig sind, während die lange grünbleibenden Sorten sich als die widerstandsfähigsten zeigen. Die von

<sup>1)</sup> Berichte aus d. physiol. Labor. des landw. Instit. d. Universit. Halle 1872, pag. 82.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 81.

<sup>3)</sup> Handbuch d. Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II. Berlin 1886, pag. 141.

<sup>4)</sup> Cit. in Wiedermann's Centralbl. f. Agric. 1886, pag. 49.

<sup>5)</sup> Wiedermann's Centralbl. f. Agric. 1887, pag. 107.

mehreren Forschern ausgesprochene Meinung, daß die Kartoffelkrankheit das Zeichen einer Entartung der Kartoffelpflanze sei, entweder einer durch Kultur überhaupt herbeigeführten Ernährungskrankheit<sup>1)</sup> oder einer Art Altersschwäche<sup>2)</sup> wegen des ungeschlechtlichen Vermehrungsverfahrens, ist durch die Entdeckung des Parasiten widerlegt. Aber auch in dem Sinne, daß die Pflanze durch dieses Vermehrungsverfahren etwa krankhaft disponiert ist und darum den geeigneten Boden für die Entwicklung des Pilzes abgibt, ist der Satz nicht stichhaltig. Denn auch aus Samen erzogene Pflanzen, in denen also der Organismus zu völlig jugendlicher Regeneration gelangt ist, erliegen, wie de Bary gezeigt hat, der *Phytophthora* ebenso wie die aus Knollen gezogenen Pflanzen.

**Bekämpfungs-  
und Verhütungs-  
maßregeln.**

Der Kartoffelkrankheit wird zunächst durch alles das entgegengearbeitet werden können, was die Lebensbedingungen des Pilzes ungünstig beeinflusst. Dahin gehört, soweit es in unsrer Macht steht, Verhütung zu großer Feuchtigkeit, möglichste Trockenheit der Aufbewahrungsräume der Knollen im Winter, Trockenlegung zu nasser Felder durch Drainage, Auswahl freier Lagen, Bevorzugung leichterer und rascher trocknender Bodenarten vor den schweren und darum feuchteren Böden, (Mareß, l. c. sand z. B. bei Ausfaat von 46 Kartoffelsorten in Sandboden 14,3 Prozent, in Moorboden 26,1 Prozent, in gefalktem Lehm Boden 33,2 Prozent, in Humusboden 33,6 Prozent, in Thonboden 36,1 Prozent, in Lehm Boden 39,1 Prozent an Kranken), Vermeidung zu starker Düngung mit solchen Stoffen, welche den Feuchtigkeitsgrad des Bodens erhöhen, besonders auch des frischen tierischen Düngers, und überhaupt zu starker Stickstoffdüngungen, Anlage der Reihen in der herrschenden Windrichtung und nicht zu dichter Stand der Stauden. Von großer Wichtigkeit würde sein, solche Sorten ausfindig zu machen, welche der Krankheit am stärksten widerstehen, was bei der jetzt so ergiebig gewordenen Züchtung neuer Sorten nicht schwer sein könnte. Man würde dabei das Augenmerk besonders auf die roten Sorten zu richten haben. Indessen ist hierbei nicht auf allgemein günstige Resultate zu rechnen, sondern die Widerstandsfähigkeit der Sorten muß je nach Gegenden besonders ausprobiert werden, weil klimatische und Bodenverhältnisse hierbei mitsprechen dürften und es also denkbar ist, daß in der einen Gegend diese, in einer andern jene Sorte größere Immunität zeigt.

**Verwendung  
gesunden  
Saatgutes.**

Eine Reihe andrer Mittel richtet sich gegen den Pilz selbst. Obenan steht hier die Verwendung gesunden Saatgutes. Wenn unsre gegenwärtigen Ansichten von der Entstehung des Pilzes nicht falsch sind, so müßte es ein sicheres Radikalmittel zur Vernichtung des Kartoffelpilzes sein, wenn wir im Stande wären, allgemein nur lauter pilzfreie Knollen auszusäen. Es ist also besonders nach solchen Jahren, in denen die Krankheit allgemeiner aufgetreten ist, mit größter Sorgfalt auf möglichst gesundes Saatgut zu achten, alle irgendwie verdächtigen Knollen sind auszuschließen oder womöglich Kartoffeln von Aclern, welche befallen waren, nicht als Saatgut zu verwenden, und das letztere aus Gegenden, wo keine Kartoffelkrankheit herrschte, zu beziehen.

<sup>1)</sup> Schleiden, Encyclopädie d. theoret. Naturwissensch. in ihrer Anwendung auf d. Landwirtschaft. 3 Bde. Braunsch. 1853, pag. 468 ff.

<sup>2)</sup> Zessen, über die Lebensdauer d. Gewächse u. d. Ursachen verheerender der Pflanzenkrankheiten. Verhandl. d. Leop. Carol. Acad. 1855.

Daß ein gemeinschaftliches Verfahren aller Besitzer der Gegend nach solchen Prinzipien von größter Wichtigkeit hierbei wäre, liegt auf der Hand.

In der neueren Zeit hat man sich besonders zu Behandlungsweisen der Kartoffelpflanze mit pilzstörenden Mitteln gewendet, in der Absicht, dadurch die *Phytophthora* zu töten. Schon früher wurden derartige Mittel probiert. Man empfahl Petroleum, mit Kohle und Kalk gemischt, auf den Acker zu bringen; doch ist dies den Pflanzen selbst schädlich. Versuche, das Laub der Kartoffelpflanze zu schwefeln, wie man den Weinstock zur Verhütung des MehltauPilzes allerdings mit Erfolg schwefelt, haben hier keine befriedigenden Resultate ergeben. Neuerdings ist nun, zuerst wohl 1887<sup>1)</sup>, die Behandlung mit den oben erwähnten Kupfermitteln, insbesondere mit der Vordelaifer Brühe (S. 10) bei der Kartoffel probiert worden, nachdem dieses Mittel zur Verhütung der Peronospora des Weinstocks sich so gut bewährt hat (s. unten). Nun hat man aber dabei außer Acht gelassen, daß die Lebensweise der Peronospora des Weinstocks derjenigen des Kartoffelpilzes durchaus nicht gleich ist: jene lebt nur in den oberirdischen Teilen der Pflanze und da ist es ja begreiflich, daß eine Bedeckung dieser Teile mit Kupferkalk den Pilz am Eindringen hindern oder daselbe doch wenigstens erschweren wird; bei der Kartoffelpflanze darf bezüglich des Laubes daselbe gelten; aber hier lebt der Pilz doch auch in den Knollen, die ja durch keine Kupferbedeckung gegen das Eindringen desselben geschützt werden können; es könnte also hier höchstens indirekt eine Verminderung der Knollenkrankung erwartet werden wegen der Verminderung der Pilzfruktifikation auf den Blättern; aber es kommen doch nicht bloß von den Blättern derselben Pflanze, sondern auch aus weiterer Entfernung durch die Luft Sporen unfres Pilzes auf den Acker. Prüft man nun aber die vielen gemachten Versuche, die Kartoffeln mit Kupfer zu besprühen, auf die Frage, ob dadurch die Knollen vor der Erkrankung beschützt worden sind, so geben sie ein negatives Resultat, denn unter den von den besprühten Parzellen geernteten Kartoffeln ergaben sich in der That Kranke, wenn auch wohl weniger als auf den nicht besprühten. Aber nach einer andern Richtung haben diese Versuche ein auffallendes Resultat ergeben: gewöhnlich blieb das Kraut der besprühten Kartoffeln länger grün und der Ertrag an Knollen wurde bedeutend gesteigert. So erhielt Steglich<sup>2)</sup> auf seinen je 50 qm großen Parzellen folgende Erträge in kg:

Behandlung  
mit fungiciden  
Mitteln.

Sorten	unbehandelt	Vordelaifer Brühe
Edchiffische weißfleischige Zwiebel . .	50	76
Vercheueter . . . . .	61,8	67
Bisquit . . . . .	38,9	64
Champion . . . . .	119,5	133
Anderßen . . . . .	116	136
Magnum bonum . . . . .	91,2	100

<sup>1)</sup> Vergl. Biedermann's Centralbl. f. Agrif. 1887, pag. 283.

<sup>2)</sup> Nachrichten aus d. Klub d. Landwirte. Berlin 1893, No. 309.



Es wurde von Steglich auch festgestellt, daß die Kupfervitriol-Spez. steinmischung (S. 11) ähnliche, aber schwächere, Eisenvitriol mit Kalk dagegen ungünstige Wirkung hatten. Der Einfluß der Behandlung auf den Stärkemehlgehalt der Kartoffeln bewegte sich in dem gleichen Sinne. Die Bespritzung wurde bei diesen Versuchen dreimal: 12. Juni, 17. Juli und 15. August ausgeführt. In den bei Steglich erwähnten, von Andri zu Simbach ausgeführten größeren Feldversuchen, wo nur einmal, 3. bis 6. August, bespritzt wurde, erntete man von *Magnum bonum*-Kartoffeln auf einer 0,428 ha großen unbehandelten Fläche 7750 Pfund, auf einer ebenso großen behandelten Fläche 10100 Pfund. Die Behandlungskosten stellten sich pro ha auf 9 M., der Mehrertrag abzüglich der Behandlungskosten auf 142,32 M. pro ha. Die Versuche von Petermann<sup>1)</sup> ergaben bei Bespritzung mit Eisensulfat 8,3, mit Kupfersulfat 2,5, mit Bordelaiser Mischung 5,5, dagegen auf den nicht behandelten Kontrollparzellen 11,3 bis 13,8 Prozent kranke Knollen; bei Vergleichung der Gesamternten (kranke und gesunde Knollen) aber stellte sich der Ertrag bei Eisensulfat auf 32,93, bei Kupfersulfat auf 35,96, bei Bordelaiser Mischung auf 54,54 und bei den Kontrollparzellen auf 46,37 Hektol., woraus der Vorteil der Bordelaiser Mischung hervorgeht; der geringe Erfolg der reinen Sulfate dürfte auf der ägenden Wirkung dieser Salze beruhen. Die Marek'schen Versuche<sup>2)</sup> ergaben, daß bei 50 Kartoffelsorten die mit Kupferkalkbrühe bespritzten Stöcke eine Erhöhung der Ernte, bei manchen Sorten um 30—50 Prozent ergaben; die Steigerung wurde durch die Zahl, nicht durch die Größe der geernteten Knollen hervorgerufen. Die Versuche Strebel's<sup>3)</sup> ergaben bei Anwendung von Kupfervitriol-Spezstein einen um 26,3 Prozent höheren, bei Kupferkalkbrühe um 48,7 Prozent höheren Ertrag an Knollen; der Prozentsatz der kranken Knollen bewegte sich bei der unbespritzten Fläche zwischen 5,8 und 23,3 Prozent, bei der bespritzten zwischen 0,0 und 2,8 Prozent. Auch in Nordamerika<sup>4)</sup> sowie in der Schweiz<sup>5)</sup> hat man Kupferbespritzungen an den Kartoffeln mit gleichmäßig günstigem Erfolge vorgenommen. Anderweitige Beobachtungen, die ebenfalls Ertragssteigerung von der Kupferbehandlung ergaben, finden sich in meiner und Krüger's<sup>6)</sup> neuesten Abhandlung über dieses Thema; daselbst sind auch Fälle erwähnt, wo diese Behandlung ungünstig gewirkt hat; denn schwächliche Kartoffelpflanzen können, zumal bei zu starker Bedeckung mit Bordelaiser Brühe, geschädigt werden. Diese günstigen Wirkungen erklärten nun alle bisherigen Beobachter aus der vermeintlichen Verstärkung des Pilzes durch die Kupferbespritzung. Nun ist aber jetzt von mir und Krüger nachgewiesen worden, daß bei vollständigem Fehlen der *Phytophthora* auch diese vorteilhaften Wirkungen an der Kartoffelpflanze durch das Kupfer hervorgerufen werden, daß es sich also um eine Reiz-

<sup>1)</sup> Bull. de la Station agronom. de l'état à Gembloux 1891, No. 48.  
— Vergl. auch die gleichsinnigen Resultate der von Thienpont in Belgien und Holland gemachten Versuche in Zeitschr. für Pflanzenkrankh. 1892, pag. 46.

<sup>2)</sup> Gähling's landw. Zeitg. 1891, pag. 333 u. 379.

<sup>3)</sup> Reiser in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 96.

<sup>4)</sup> Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 100.

<sup>5)</sup> Vergl. dieselbe II. 1892, pag. 179. Über sonstige Beschädigungen ist auch Züst, botan. Jahresbericht 1889, II., pag. 200, zu vergleichen.

<sup>6)</sup> Franke und Krüger.

wirkung des Kupfers auf die Lebensfähigkeit der Pflanze handelt, wobei namentlich die Bildung von Assimilationsstärkemehl im Blatte befördert, die Lebensdauer des Blattes verlängert, die Produktion an Knollen vergrößert und die Stärkebildung in denselben vermehrt wird. Ob eine Bekämpfung der Kartoffelkrankheit dadurch erzielbar ist, bleibt also noch unentschieden, miemohl es denkbar ist, daß mit der Kräftigung der Pflanze, die der Kupferreiz bewirkt, zugleich auch eine größere Widerstandsfähigkeit gegen den Pilz gewonnen wird. Eine Tötung der Sporen, welche auf die gekupferten Blätter aufstiegen, dürfte allerdings anzunehmen sein. Daß die Kupferbehandlung der Kartoffeln in anderer Beziehung unbedenklich ist, insbesondere daß in den Knollen so behandelter Pflanzen keine Spur von Kupfer enthalten ist, ist sicher konstatiert.

Ein Versuch, den Kartoffelpilz durch Wärme zu töten, ist von Jensen (l. c.) angegeben worden. Wenn eben geerntete kranke Knollen einer Temperatur von 40—50 Grad C. ausgesetzt wurden, so entwickelten sie danach keine Conidien mehr, indem vielleicht das Mycelium getötet worden war, während die gleichen nicht erwärmten Knollen reichlich Conidienträger produzierten.

2. *Phytophthora omnivora* de By. Dieser Pilz befällt eine sehr große Anzahl verschiedener Pflanzen, besonders gern im Keimlingsalter, und bringt an allen sehr schwere Erkrankungen hervor. Die aus den Spaltöffnungen hervortretenden Conidienträger sind sehr kurz und erzeugen höchstens 2, meistens 0,050 bis 0,060 mm lange Conidien, die in feuchter Luft mittelst Keimschlauch, im Wasser unter Bildung von 10 bis 50 Schwärmsporen keimen. Der Pilz besitzt auch Oosporen mit bräunlichem, glatten Eosporium. Hierher gehört erstens der zuerst von R. Hartig<sup>1)</sup> entdeckte Parasit, welcher die Buchenfötyledonenerkrankheit hervorbringt, welche in manchen Gegenden, so bei Frankfurt a. M., im Hessischen und Thüringischen, in den Buchensaatkämpfen epidemisch aufgetreten ist. Einige Wochen nach der Keimung, wenn dertrieb über den Samenkappen begonnen hat, bekommen die Kotsyledonen am Grunde einen schwarzen Fleck, der sich immer weiter verbreitet und auch dem Stengel sich nach unten mittelst, so daß die ganze Keimpflanze binnen wenigen Tagen abgestorben ist. Nach den Berichten beginnt die Krankheit gewöhnlich von den an den Waldbestand anstoßenden, also beschatteten Rändern der Saatkämpfen oder an den Seiten der Fußsteige; teils sterben ganze Stellen, teils nur Stücke derselben, teils nur einzelne Individuen innerhalb derselben; in einem Falle hatte man bis zu 80 Prozent der Sämlinge durch die Krankheit verloren. Standortverhältnisse, Feuchtigkeitsgrad und Bodenart haben keinen sichtbaren Einfluß erkennen lassen. Das Mycelium lebt in den noch grünen Kotsyledonen und bildet hier außerhalb Conidienträger und gleichzeitig im Innern des Blattes Oogonien und Antheridien. Die Oogonien gelangen mit den abfallenden Kotsyledonen zur Erde. Nach Hartig's Berechnung können in einem einzigen Samenkappen 700000 Stück Oosporen enthalten sein, woraus die Gefahr erhellt, die den Buchenkeimpflanzen droht, wenn sie in einem Boden sich entwickeln, auf welchem ein Jahr zuvor die Krankheit gewiesen ist. Hartig fand in der That, daß einige Sand voll solchen Bodens

*Ph. omnivora*  
an Buchensäm-  
lingen und  
anderen Keim-  
pflanzen und an  
Succulenten.

<sup>1)</sup> Zeitschr. f. Forst- u. Jagdwesen VIII. 1875, pag. 121, und Untersuchungen aus d. forst.-bot. Institut zu München I, 1880.

genügte, um auf einem großen Buchensaatbeet sämtliche etwa 8000 Pflanzen zu töten. Die Sporen behalten nach Hartig ihre Keimfähigkeit mindestens 4 Jahre. Weiter hat derselbe beobachtet, daß die aus den Conidien stammenden Schwärmsporen ihre Keimschläuche in die Samenanlagen oder jungen Blätter eindringen lassen und hier binnen 3 bis 4 Tagen neue Conidienträger erzeugen; durch sie wird also der Pilz und die Krankheit sofort auf benachbarte Pflänzchen weiter verbreitet. Später hat de Bary<sup>1)</sup> durch künstliche Injektionsversuche erwiesen, daß der nämliche Pilz sich auf viele andre Pflanzen und zwar auf Kräuter, z. B. auf *Cleome violacea*, *Gilia capitata*, *Polygonum tataricum*, *Clarkia elegans*, *Lepidium*, *Oenothera*, *Epilobium* etc. übertragen ließ, wo er namentlich ein Umfallen der Keimpflanzen bewirkt; dagegen nicht auf *Solanum*-Arten, was also beweist, daß er mit dem Kartoffelpilze nicht identisch ist. Ferner hat de Bary gezeigt, daß auch der von Schenck<sup>2)</sup> an *Sempervivum*-Arten im Leipziger botanischen Garten beobachtete und *Peronospora Sempervivi* genannte Pilz, sowie der von Rebert und Cohn<sup>3)</sup> in den Jahren 1868 und 1869 in Breslau auf verschiedenen Cacteen beobachtete Parasit *Peronospora Cactorum*, welcher eine Fäule der Kaktusstämme hervorbringt, mit dem in Rede stehenden Pilze identisch sind. Endlich ist durch H. Hartig<sup>4)</sup> nachgewiesen worden, daß auch Sämlinge anderer Waldbäume, nämlich des Ahorn, der Fichte, Tanne, Lärche und Kiefer von diesem Pilze befallen werden, wobei diese Keimpflänzchen unter Verfaulen der Wurzel und des Stengels umfallen. Um die Krankheit namentlich bei Buchen und andern Waldbäumen zu verhüten, wird man das abgestorbene Laub kranker Pflanzen durch Untergraben oder Verbrennen zu vernichten suchen müssen und solche Saatkämpfe, in denen vorher die Krankheit aufgetreten ist, wenigstens in den nächsten Jahren zur Buchensaat nicht wieder verwenden dürfen. Regen und Beschattung befördern den Pilz außerordentlich. Indes ist derselbe nur Keimpflanzen gefährlich.

3. *Phytophthora Phaseoli Thaxter*<sup>5)</sup>, auf *Phaseolus lunatus* neuerdings in Amerika verheerend aufgetreten, soll von der vorigen Art verschieden sein.

## II. *Peronospora de By.*

*Peronospora.*

Diese Gattung unterscheidet sich von der vorigen nur dadurch, daß die fein zugespitzten kurzen Ästchen der Conidienträger hier nur ein einziges Mal je eine Conidie abspinnen (Fig. 11 u. 12). Im übrigen treten diese Pilze in derselben Erscheinung und unter denselben pathologischen Veränderungen auf wie die *Phytophthora*: die vom Pilze befallenen und mit den Fruchthyphen sich bedeckenden grünen Pflanzenteile erscheinen wie mit einem weißen, grauen oder schmutzig violetten Schimmel überzogen und erkranken dabei unter Mißfarbigwerden, Welken und Vertrocknen oder Faulen; bei manchen Arten werden die

<sup>1)</sup> Botan. Zeitung 1881, pag. 585.

<sup>2)</sup> Botan. Zeitung 1875, pag. 691.

<sup>3)</sup> Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pflanzen I, 1. Heft, pag. 51.

<sup>4)</sup> l. c. und Lehrbuch d. Baumkrankheiten, 2. Aufl. pag. 57.

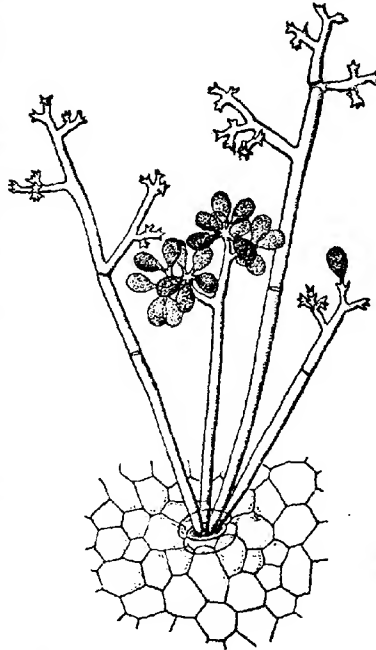
<sup>5)</sup> Report of the Mycologist. New Haven 1890, pag. 167.

jenigen Teile, in denen die bei dieser Gattung häufig vorkommenden Zoosporen gebildet werden, durch Hypertrophie vergrößert und verunstaltet. Zahlreiche Phanerogamen werden durch diese Parasiten befallen; wir unterscheiden diese Krankheiten nach den Arten, in welche man die Gattung *Peronospora* einteilt. Es ist klar, daß diese Speciesunterscheidung für die Pathologie von größter Wichtigkeit ist, weil durch sie zugleich der Umfang jeder einzelnen Krankheit bestimmt wird, indem jede Art von *Peronospora* nur auf ihre speziellen Nährpflanzen übertragbar ist.

1. Gruppe. *Zoosporiparae* de By. (*Plasmopara* Schröb.) Die Conidien bilden bei der Keimung mehrere Schwärmersporen.

1. *Peronospora viticola* de By. (*Plasmopara viticola* Berl. et de Toni) der falsche Mehltau oder die Blattfallkrankheit des Weinstocks. Dieser Parasit befallt Weidenarten, fast alle amerikanischen namentlich *Vitis aestivalis*, *L. brucea*, *vulpina* und *cordifolia*, sowie den europäi-

schen Weinstock. Die Krankheit beginnt bei uns aufzutreten von Ende Juni bis Anfang September. Es erscheinen auf der Unterseite der Blätter kleine, weiße, schimmelähnliche Rasen von Conidienträgern. Die befallenen Blattstellen werden braun und trocken; die Blätter fangen an sich zu kräuseln, werden braun und trocken und fallen ab. Dann geht der Pilz auch auf die Blattstiele, jungen Triebe und Ranken, Traubenstiele, Blüten und auf die Beeren über; letztere werden besonders in jungem Zustande befallen und vertrocknen



1. Zoosporiparae.

Blattfallkrankheit des Weinstocks.

Fig. 11.

***Peronospora viticola***, ein Büschel von Conidienträgern, aus einer Spaltöffnung der Blattepidermis des Weinstocks hervorgewachsen, zum Teil noch Sporen tragend, 250fach vergrößert. Nach Cornu.

dann oder fallen ab (Fig. 11). Das Mycelium hat zahlreiche Hautorien; die Conidienträger treten büschelweise aus den Spaltöffnungen hervor und sind rippenförmig verzweigt; die letzten Zweige sind kurz und dichtstehend, in 2 oder 3 Spitzchen auslaufend. Die ovalen, 0,012–0,03 mm langen Conidien haben keine Papille; sie bilden meist 5 bis 6 Schwärmer. Reiztere kommen nach 15 bis 20 Minuten zur Ruhe und keimen; die Keimschläuche dringen in Blätter und Früchte unter Durchbohrung der Epidermis ein. Oosporen werden in den Blättern und in den Früchten sehr reichlich gebildet; sie haben ein dickes, heugelbes, glattes Epispodium. Prillieur<sup>1)</sup>, der gleich Cornu<sup>2)</sup> den Pilz genauer studierte, zählte bis zu 200 Stück Oosporen in einem Quadratmillimeter Blattfläche. Dieselben dienen zur Überwinterung des Pilzes; die Keimfähigkeit derselben erhält sich trotz Austrocknung einige Jahre lang. Eine Überwinterung des Myceliums in der Pflanze dürfte für gewöhnlich nicht stattfinden, da dasselbe wenigstens nach den genannten Beobachtern nicht in die älteren holzigen Teile der Rebe eindringt, sondern nur die welchen diesjährigen Organe befällt und mit diesen abstirbt, nur die massenhaften Oosporen zurücklassend, von denen also allein die Infektion in jedem Jahre ausgeht. Später haben aber Vaccarini und andre<sup>3)</sup> auch in ein- und mehrjährigen Stammteilen der Rebe das Mycelium des Pilzes samt Oosporen finden können. Und Vaillon<sup>4)</sup> sah Reben aus einer infizierten Lage, welche zur Zeit der Vegetationsruhe entblättert in Kies gepflanzt und im Laboratorium gehalten wurden, im nächsten Sommer in den Blättern wieder an Peronospora erkranken. Die Hauptverbreitung des Pilzes erfolgt dann im Sommer durch die Conidien und zwar von Stock zu Stock und selbst von Gegend zu Gegend. Nach den Beobachtungen Prillieur<sup>5)</sup> ist aber Feuchtigkeit die wichtigste Bedingung für die Entwicklung und Verbreitung des Parasiten. Trockenes Wetter hält denselben außerordentlich zurück und bringt die Krankheit zum Stillstand, Regenwetter befördert die Entwicklung des Pilzes mächtig.

Historisches.

Die *Phytophthora viticola* ist seit langer Zeit in Nordamerika verbreitet. Mit Sicherheit ist der Pilz schon von Schweiniz († 1834) dabei selbst gesammelt worden. Genauer über seine große Häufigkeit in Nordamerika auf den dort gebauten Reben ist von Jarlov<sup>6)</sup> mitgeteilt worden. Nach Europa ist er ohne Zweifel mit amerikanischen Reben eingeführt worden. Zuerst konstatierte ihn 1878 Blanchon in mehreren Gegenden des südlichen Frankreichs; im Jahre 1879 zeigte sich der Parasit schon bis zum Departement der Rhone und bis Savoyen verbreitet<sup>7)</sup>, und erschien nach Pirotta<sup>8)</sup> in Italien in der Provinz Pavia. Das nächste Jahr 1880

<sup>1)</sup> Le *Peronospora viticola*, Extrait du Journ. de la soc. centrale d'Horticulture de France 3. sér. T. 2. 1880. — Annales d'Institut nat. agronom. Paris 1881. — Bull. de la soc. bot. de France, 34, pag. 85.

<sup>2)</sup> Etudes sur la nouvelle maladie de la vigne. Mém. de l'Acad. des sci. XXII. No. 6. — Vergl. auch Cuboni, La peronospora dei grappoli. Atti del Congr. Nazion. di botan. crittogam. in Parma. Varese 1887.

<sup>3)</sup> Vergl. Züst, botan. Jahressb. 1889. II, pag. 201.

<sup>4)</sup> Bull. mensuel de la soc. Linnéenne de Paris 1889, No. 96.

<sup>5)</sup> Referat in Züst, botan. Jahressbericht für 1877, pag. 98.

<sup>6)</sup> Compt. rend. T. 89. 6. Oct. 1879.

<sup>7)</sup> Dasselbst 27. Oct. 1879.

zeigte er sich noch weiter in Frankreich und sogar bis Algier verbreitet; und in demselben Jahre war auch schon das ganze südtiroler Weingebiet befallen<sup>1)</sup>. Im Jahre 1881 wurde der Pilz von Gennadius<sup>2)</sup> in Griechenland entdeckt, und im Jahre 1882 erschien er auch im Elß. Im Jahre 1887 wurde er auch aus dem Kaukasus gemeldet<sup>3)</sup>. Jedenfalls hat er sich jetzt über das ganze europäische Weingebiet, auch über alle deutschen Weinländer verbreitet, nicht nur am ganzen Rhein, sondern auch bis Berlin und andernwärts.

Die Bekämpfung dieses Nebenfeindes wird zunächst auf möglichste Zerstörung der Oosporen gerichtet sein müssen; wo die Krankheit geherrscht hat, soll man möglichst alle trocknen Weinblätter im Herbst sammeln und verbrennen. Von direkten Gegenmitteln hatte man Schwefel des Laubes oder Behandlung desselben mit Kalk<sup>4)</sup> vorgeschlagen; beides hat sich jedoch nicht sicher bewährt; auch ist das Besprühen mit Eisenjuckfärlösung ohne Wirkung und sogar leicht schädlich. Seit einigen Jahren wird aber das von Millardet vorgeschlagene Mittel, die Bespritzung mit Kupfervitriol-Kalkbrühe (Bordelaiser-Brühe, S. 10) mit Erfolg angewendet. Nach den von Prillieux<sup>5)</sup> angestellten Prüfungen wird das Mycelium des Pilzes in den besprühten Blättern nicht getötet, der Pilz bringt auch die Conidienträger auf den Blättern zur Entwicklung, aber er verbreitet sich nicht und die Sporen sind nicht keimfähig; jedenfalls behalten die besprühten Stöcke ihre Blätter grün bis zur Reife und lassen die Trauben vollkommen reifen, während nicht besprühte Stöcke von Blättern entblößt sind. Weitere Befestigungen der vorteilhaften Wirkung dieses Mittels liegen auch aus Italien von Hughes, Cuboni und Priozi, aus der Schweiz von Dufour, aus Schachinger aus Österreich, von Chmielewski dem südländischen Russland, aus Amerika von Galloway<sup>6)</sup> vor. Der Letztere fand, daß unter den Kupfermitteln die Bordelaiser-Brühe die beste Wirkung hat und daß der Erfolg am größten ist, wenn die Stöcke einmal und zwar im Frühlinge vor der Blüte besprüht werden. Das Mittel erfreut sich gegenwärtig am ganzen Rhein, in Württemberg u. großer Beliebtheit. In mehreren Kantonen der Schweiz ist jetzt das Besprühen mit Bordelaiser Brühe für die Weinbauer durch die Regierungen obligatorisch gemacht<sup>7)</sup>. Die Bespritzung wird im Frühjahr vorgenommen und später, mit Ausnahme der Hauptblütezeit, erneuert, namentlich wenn durch Regen die Kupferbedeckung abgewaschen worden ist, was übrigens nicht leicht geschieht. Auch empfiehlt es sich, den Boden um die Stöcke herum nach dem Umgraben mit Bordelaiser Brühe oder mit einer mindestens  $\frac{1}{2}$  proz. Kupfervitriol-Lösung

<sup>1)</sup> Rejerat in Just, bot. Jahresber. für 1885, pag. 509.

<sup>2)</sup> Compt. rend. 18. Juli 1881.

<sup>3)</sup> Vergl. Just, botan. Jahresber. 1887 II, pag. 357.

<sup>4)</sup> Vergl. Cuboni, Rivista de viticoltura etc. Conegliano 1885. Gerletti, Atti della R. Accademia dei Lincei. Rom 1886, pag. 95.

<sup>5)</sup> Journ. d'agriculture. XX. 1885. T. II, pag. 731.

<sup>6)</sup> Vergl. Just, botan. Jahresber. 1887 II, pag. 356—357; 1888 II, pag. 347 und 1889 II, pag. 203. Vergl. auch Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I, 1891, pag. 33, 252 und II, 1892, pag. 97.

<sup>7)</sup> Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II, 1892, pag. 57.

zu begießen. Nach Pichi<sup>1)</sup> soll auch das bloße Begießen des Erdbodens um die Weinstöcke mit einer mindestens 5 proz. Lösung oder bloßes Einmengen von Kupfervitriol in den Boden den Erfolg gehabt haben, daß die Weinstöcke mehr vor der *Peronospora* geschützt blieben; als die nicht so behandelten Nachbarestöcke. Daß die Kupferbehandlung an sich für den Weinstock nicht nachteilig, sondern eher vorteilhaft ist, hat Kumm<sup>2)</sup> konstatiert. Auch ist festgestellt, daß der von solchen Stöcken gewonnene Wein nur unbedeutende Spuren von Kupfer enthält<sup>3)</sup>, sowie daß ein Gehalt von Kupfer, welcher geringer ist als 0,150 gr pro Liter, die Gärung ganz unbehelligt läßt, indem die letztere erst bei über 0,3 gr Kupfer pro Liter gestört wird<sup>4)</sup>.

Auf Umbelliferen.

2. *Peronospora nivea de By.* auf sehr vielen Umbelliferen, sowohl wildwachsenden, wie *Aegopodium Podagraria*, *Anthriscus sylvestris*, *Heracleum Sphondylium*, *Conium maculatum*, *Meum athamanticum* etc. als auch auf kultivierten, besonders auf Petersilie, Kerbel, Mohrrüben, Pastinak, Anis, *Pimpinella Saxifraga*, bisweilen epidemisch über ganze Ackerstücke verbreitet, auf der Unterseite der Blätter weiße Schimmeltrafen bildend, an welchen Stellen die Blätter rasch gelb, zuletzt schwarz und trocken werden. Dosporen mit dünnem, blaßbraunem, fast glatten Eriop.

Auf Geranium.

3. *Peronospora pusilla de By.*, auf den Blättern von *Geranium pratense*, *silvaticum* und andern Arten.

Nähe verwandt mit dieser Gruppe wegen der Bildung von Schwärmsporen aus den Conidien sind folgende Parasiten:

Auf Erigeron.

4. *Basidiophora entospora Rozz et Corru<sup>5)</sup>*, in den dadurch absterbenden Wurzelblättern von *Erigeron canadensis*, mit unverzweigten feulenförmigen Conidienträgern, welche an der Spitze an ganz kurzen Ästchen Conidien abknäuen, die unter Bildung von Schwärmsporen keimen, und mit Dosporen, welche ein dickes, fettig ediges, braungelbes Eriopodium befüßen.

Auf Setaria.

5. *Sclerospora graminicola Schröter* (*Protomyces graminicola Sacc.*, *Peronospora Setariae Passer.*, *Ustilago Urbani Magn.*) auf Arten von *Setaria*, mit dicken, an der Spitze büschelartigen Conidienträgern, deren Conidien mit Schwärmsporen keimen, und mit massenhaften an Brandpilze erinnernden, glathäutigen Dosporen, die wie ein rotbraunes Pulver aus dem zerstörten Blattgewebe hervortreten<sup>6)</sup>.

Auf Equisetum.

6. *Sclerospora Magnusiana Sorok.*, auf Stengeln von *Equisetum* im Ural.

2. Plasmato-  
parae.

2. Gruppe. *Plasmato-parae de By.* (*Plasmopara Schröt.*) Die Conidien entleeren bei der Keimung das ganze Protoplasma, welches sich dann in eine einzige ruhende Spore verwandelt.

<sup>1)</sup> Nuovo Giornale botan. ital. XXIII. 1891, pag. 361.

<sup>2)</sup> Verichte d. deutsch. bot. Gesellsch. 1893.

<sup>3)</sup> Vergl. Kossel, Journ. d'agriculture suisse. Genève 1886, No. 49.

<sup>4)</sup> Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I, 1891, pag. 184 und II, 1892, pag. 53.

<sup>5)</sup> Ann. des sc. nat. 5. sér. T. XL. 1869, pag. 84.

<sup>6)</sup> Vergl. Schröter, Hedwigia XVIII, 1879, pag. 83 und Brillieuf, Bull. de la soc. bot. de France 1884, pag. 397.

7. *Peronospora pygmaea* Unger (Plasmopara pygmaea Schröt.) auf der Unterseite der Blätter von Ranunculaceen, besonders Arten von Anemone, Aconitum, Isopyrum, mit wenigästigen Conidienträgern und mit dünnhäutigen, gelblichbraunen, fast glatten Sporen. Auf Ranunculaceen.
8. *Peronospora densa* Rabenh. (Plasmopara densa Schröt.), auf Rhinanthaceen, nämlich Arten von Alektorolophus, Euphrasia, Pedicularis und Hartschia. Auf Rhinanthaceen.
- In diese oder in die vorige Gruppe gehören auch folgende zum Teil noch nicht vollständig bekannte Arten:
9. *Peronospora obducens* Schröt., auf den Kothledonen von Impatiens Nolitangere. Auf Impatiens.
10. *Peronospora ribicola* Schröt., auf Ribes rubrum. Auf Ribes.
11. *Peronospora Epilobii* Rabenh., auf Epilobium palustre und parvifolium. Auf Epilobium.
12. *Peronospora Halstedii* Farlow<sup>1)</sup> in Nordamerika auf Helianthus tuberosus, Madia sativa und andern Compositen. Auf Compositen.
3. Gruppe. *Acroblastae* de By. (*Bremia* Regel.) Die Conidien reifen bei der Keimung aus ihrer Scheitelpapille einen Keimschlauch. 3. *Acroblastae*.
13. *Peronospora gangliiformis* de By. (*Bremia Lactucae* Regel) auf den grünen Teilen verschiedener Compositen, besonders Lactuca sativa und auf L. Scariola, Lampsana communis, Senecio-Arten, Sonchus-Arten, Crepis und Hieracium-Arten, Leontodon, Lappa, Cirsium-Arten, Artischocken, Cichorien und Endivien. Die Conidienträger, besonders auf der unteren Blattfläche, weiße Schimmeltrafen bildend, sind 2 bis 6 mal dichotom geteilt, die letzten Teilungen blasenförmig erweitert und an den Rändern mit zwei bis acht pfriemenförmigen, conidientragenden Haken besetzt. Die Conidien sind fast kugelförmig. Sporen finden sich z. B. bei Senecio reichlich, selten bei Lactuca; sie haben ein gelbbraunes, fast glattes Eosporium. Das Mycelium besitzt Haustorien. Der Pilz bewirkt ein Zusammenschrumpfen, Schwarzwerden und Verderben der befallenen Teile. Bei der Krankheit des Gartenсалат macht er manchmal empfindlichen Schaden, weil er nicht bloß im Sommer, sondern auch im Winter auftritt. In den französischen Gärtnereien wird im Winter und Frühjahr viel Salat exportiert, der dann gewöhnlich verdorben ankommt, wenn die Krankheit, dort „le Meunier“ genannt, in unbemerkten Anfängen vorhanden war<sup>2)</sup>. Auch an Blumenpflanzen in Gärten und Gewächshäusern macht der Pilz Schaden, so trat er z. B. in einer Cinerarien-Kultur verheerend auf<sup>3)</sup>. Auch in Nordamerika ist die Krankheit bekannt. Gegenmittel sind: möglichst schnelles Entfernen der zuerst befallenen Pflanzen aus den Beeten, Vertauschung der Erde in den Kästen, in denen die Krankheit ausgebrochen, nebst den Blättern, mit frischer Erde, wegen der in jener enthaltenen Sporen, Entfernung solcher Unkräuter der oben aufgezählten Compositen, auf denen der Pilz sich zeigen sollte.
4. Gruppe. *Pleuroblastae* de By. Die Conidienträger treiben bei der Keimung einen Keimschlauch, der nicht aus dem Scheitel, sondern an 4. *Pleuroblastae*.

<sup>1)</sup> Hedwigia XXIII, 1883, pag. 143.<sup>2)</sup> Bergl. Cornu, in Compt. rend. 1878, Nr. 21.<sup>3)</sup> Monatschr. d. Vereins z. Beförd. d. Gartenbaues 1878, pag. 543.



der Seite hervortritt. Auf diese Gruppe wird von manchen neueren Mykologen die Gattung *Peronospora* beschränkt, während dann die vorhergehenden Arten mit besonderen dafelbst angegebenen Gattungsnamen belegt werden.

A. Die Sporen mit glattem oder höchstens unregelmäßig faltigem, aber nicht warzig oder neßförmig verdicktem Eriopodium. Die Wand des Oogonium ist dick und fällt nach der Sporenreife nicht zusammen, sondern bleibt deutlich von der Spore getrennt.

Auf Feindöcker,  
Kaps, Rübsen,  
Kohl, Leukoie,  
Goldblat und  
vielen anderen  
Cruciferen.

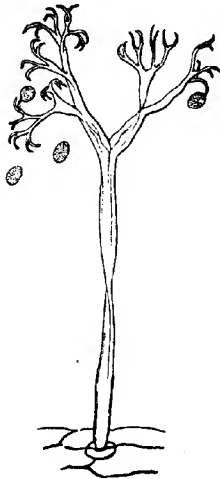


Fig. 12.

Ein Conidienträger von *Peronospora parasitica* de By. aus einer Spaltöffnung hervorgegangen. 200 fach vergrößert.

14. *Peronospora parasitica* de By. (*Botrytis parasitica* Pers.), auf den allermeisten Cruciferen, sehr häufig auf den Unfräutern *Capsella bursa pastoris*, *Thlaspi arvense*, *Draba verna*, *Lepidium*, *Raphanus*, *Sinapis*, *Cardamine pratensis*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Erysimum cheiranthoides*, *Sisymbrium officinale* und *Alliaria*, *Berteroa*, *Alyssum calycinum*, *Dentaria*; auch erzeugt er eine Krautheit des Feindöcker, Kaps, Rübsen, Kohl, Leukoie und Goldblat. Die befallenen Teile, Blätter, Stengel, Blütenstand, bedecken sich mit dem grauweißen Schimmel der Conidienträger und werden gelbflechtig oder schrumpfen ganz zusammen. Bei Feindöcker, bei *Thlaspi*, auch oft bei *Capsella*, entwickelt sich der Parasit am liebsten im Blütenstande, und zwar in der ganzen Hauptachse der Traube, oder in einzelnen Blütenstielen oder auf unreifen Früchten in allen Entwicklungsstadien derselben, wobei auch diese Teile mit dem Schimmel der Conidienträger überzogen sind. Die Hauptachse ist dann mehr oder

weniger hypertrophisch angeschwollen und gekrümmt und enthält dann die Sporen. Die befallenen Früchte aber schrumpfen zuletzt zusammen und verderben, so daß die Samenbildung vereitelt wird. Das Mycelium ist durch seine zahlreichen, großen Haustorien, welche oft die Nährzelle fast ausfüllen, ausgezeichnet. Die Conidienträger (Fig. 12) sind mehrmals dichotom verzweigt, die letzten dünnsten Gabelzweige sind fein pfriemenförmig und gebogen, jeder mit einer farblosen, elliptischen Conidie. Die Sporen haben ein dünnes, gelbliches oder bräunliches, ziemlich glattes Eriopodium. Fälle, wo an den erwähnten kultivierten Cruciferen, besonders am Kaps und Rübsen, großer Schaden durch den Pilz gemacht worden ist, sind mehrfach bekannt<sup>1)</sup>. Auch in Nordamerika hat man in Norfolk einen Befall von Turnips-Feldern durch

<sup>1)</sup> Vergl. deutsche landwirtsch. Presse VIII, pag. 303.

den Pilz, beobachtet<sup>1)</sup>. Ebenso giebt Spegazzini das Vorkommen des Pilzes in Argentinien an<sup>2)</sup>.

15. *Peronospora crispula* Fockel, auf *Reseda luteola*, ist vielleicht auf *Reseda* mit der vorigen Art identisch.

16. *Peronospora leptoclada* Sacc., auf *Helianthemum guttatum* in Italien. Auf *Helianthemum*.

17. *Peronospora Corydalis* de By. auf der unteren Seite der Blätter und an den Stengeln der *Corydalis cava*, die dadurch bald schwarz werden und absterben, einen gleichförmigen weißen Schimmelüberzug bildend. Auf *Corydalis*.

B. Oosporen wie bei A, aber die Wand des Oogoniums ist dünn und fällt nach der Sporenreife zusammen, so daß sie nicht deutlich von der Oospore sich abhebt.

17. *Peronospora Schleideni* Unger, an den grünen Theilen von *Allium Cepa* und *sistulosum*, die an den befallenen Stellen mit dem bräunlichen Schimmel der Conidienträger sich bedecken, verbläuen und absterben. Die Conidienträger sind entweder 4 bis 6 mal dichotom oder tragen monopodial mehrere seitliche Äste, die in der gleichen Weise verzweigt sind; die oberen Äste sind ein- oder mehrmals gabelig, die letzten Ästchen gebogen, Conidien sehr groß, verkehrt eiförmig oder birnförmig, schmutzig violett. Oosporen dünn und glathäutig. Der Pilz scheint in ganz Europa verbreitet zu sein, hat neuerlich auch in Italien stark um sich gegriffen<sup>3)</sup>. Schwefeln im Frühjahr soll genügt haben. Auf den Zwiebeln.

18. *Peronospora Schachtii* Fockel, bei einer Krankheit der Herz- und Rübenblätter der Runkel- und Zuckerrüben, auf den befallenen jüngeren Blättern, die dann etwas dicklich, gelbgrün und gekräuselt aussehen, unterseits einen blaugrauen Überzug bildend. Die Conidienträger sind in 2 bis 5 kurze Zweige geteilt, die letzten Ästchen kurz, gerade, abstehend, stumpf, die Conidien eiförmig, schmutzig violett. Die Krankheit ist seit 1854 bekannt und stellenweis in der Provinz Sachsen vererblich aufgetreten. Nach Kühn<sup>4)</sup> überwintert das Mycelium am Kopf der Samenrube, daher tritt der Pilz in jedem Jahre zuerst an Samenrüben auf. Die Bekämpfung ist also auf genaue Kontrolle der Samenrüben zu richten, den als erkrankt sich erweisenden Pflanzen ist rechtzeitig der Kopf abzuschneiden, oder sie sind ganz auszusiechen und vom Felde zu entfernen. Außerdem geschieht die Überwinterung auch durch die in den befallenen Blättern gebildeten dick- und braunhäutigen Oosporen. Es ist noch zweifelhaft, ob dieser Pilz nicht etwa mit dem folgenden identisch ist. Das gegen andre Peronosporaceen angewandte Mittel, die Bespritzung mit Kupfervitriol-Kalkbrühe, ist von Girard<sup>5)</sup> auch auf einer Fläche von 14 Hektaren Zuckerrüben, von denen 4 Prozent angeblich durch diesen Pilz erkrankt waren, angewandt worden, worauf die Krankheit verschwand und die Rüben sich zwar nicht mehr vergrößerten, aber 0,5 Prozent mehr Zucker in ihrem Saft enthielten, als die erkrankten, aber nicht bespritzten.

<sup>1)</sup> Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 102.

<sup>2)</sup> Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II, 1892, pag. 161.

<sup>3)</sup> Vergl. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten 1892. II. pag. 308.

<sup>4)</sup> Zeitschr. d. landwirtsch. Centralver. d. Prov. Sachsen, 1872; vergl. auch botan. Zeitg. 1873, pag. 499.

<sup>5)</sup> Compt. rend. 1891, pag. 1523.

- Auf Spinat und anderen Chenopobiaceen.** 19. *Peronospora effusa* de By., auf verschiedenen Chenopobiaceen, am häufigsten auf *Atriplex patula*, von welcher erwachsene Blätter und ganze Triebe bis zu den jüngsten Blättern befallen werden, gewöhnlich mehr oder minder unter Hypertrophie, indem die Teile auffallend bleich bleiben, die Blätter sich verdicken und etwas umrollen, die Zweige etwas dicker und kürzer sind, und wohl auch in größerer Zahl gebildet werden. Die so veränderten Teile enthalten in Menge die Oosporen. Auch auf *Chenopodium*-Arten kommt der Pilz vor. Bei der Krankheit des Spinat zeigt sich der Parasit gewöhnlich in einzelnen Flecken an der Unterseite der Blätter, die daselbst sich entfärben, wässrig werden, wie gefocht aussehen und rasch verderben. Auch in Nordamerika ist die Art auf *Atriplex* gefunden worden. Die Conidienträger stellen einen blaß violetten oder grauen Schimmelüberzug dar, sind kurz und dick, oben 2 bis mehrmals gabelig geteilt, die letzten Ästchen entweder dick, kurz pfriemenförmig und hakenförmig herabgebogen, oder aber schlanker und ziemlich gerade absteigend, die Conidien elliptisch, blaß violett. Oosporen mit lebhaft braunem, unregelmäßig faltigem Exosporium.
- Auf Aderspörgel.** 20. *Peronospora obovata* Bonorden, auf Stengeln und Blättern des Aderspörgels (*Spergula arvensis*), und der *Spergula pentandra*, die dadurch sich entfärben und verwelfen, einen grauen Schimmelüberzug bildend. Die Conidienträger sind 5 bis 7 mal gabelig in absteigende Äste geteilt, die letzten Ästchen kurz pfriemenförmig, gerade oder schwach gekrümmt, die Conidien verkehrt e- oder feulenförmig, blaß violett.
- Auf Herniaria.** 21. *Peronospora Herniariae* de By., auf den krautigen Teilen der *Herniaria hirsuta* und *glabra*.
- Auf Urticae.** 22. *Peronospora Urticae* de By., auf den Blättern der *Urtica urens* und *dioica*.
- Auf Weibh.** 23. *Peronospora arborescens* de By., auf den Blättern und den Stengeln von *Papaver somniferum*, *Rhoeas*, *dubium* und *Argemone*, sowohl auf Keimpflanzen und auf den ersten Wurzelblättern, die ganze Unterseite derselben überziehend, als auch später in den oberen Teilen, besonders in den Blütenstielen, die dann verunstaltet werden, indem sie sich etwas verdicken und oft in Schlangelinien hin und her krümmen. Die Conidienträger sind ziemlich hoch, oben 7 bis 10 mal dichotom, die Äste gebogen und sperrig absteigend, allmählich verdünnt, die letzten sehr dünn, kurz pfriemenförmig, mehr oder weniger gebogen, die Conidien fast kugelig, fast farblos.
- Auf Fumaria.** 24. *Peronospora affinis* Rossmann, auf den Blättern von *Fumaria officinalis* und andern Arten.
- Auf Ranunculus und Myosurus.** 25. *Peronospora Ficariae* Tul., auf Blättern von *Ranunculus*, *Ficaria*, *acris*, *repens*, *bulbosum* und andern Arten, sowie auf *Myosurus minimus* einen zusammenhängenden grauen Schimmelüberzug bildend. Die befallenen Blätter sehen etwas bleichgrün aus, haben meist einen längeren, steil aufrechten Stiel und etwas kleinere Blattoberfläche und sterben zeitig ab. Das Mycelium überwintert nach de Bary in den perennierenden Teilen, z. B. in den Brutknospen von *Ranunculus Ficaria*.
- Auf Viola.** 26. *Peronospora Violae* de By., auf den Blättern von *Viola biflora*, *Riviniiana* und *tricolor* var. *arvensis*.
- Auf Euphorbia.** 27. *Peronospora Euphorbiae* Fackel, auf *Euphorbia Esula*, *platyphylla*, *falcata* etc.

28. *Peronospora Chrysosplenii* *Fuckel*, auf den Blättern von *Chrysosplenium alternifolium* und *Saxifraga granulata*. Auf *Chrysosplenium*.
29. *Peronospora Potentillae* *de By.*, (*Peronospora Fragariae* *Rose* et *Cornu*), auf den Blättern verschiedener *Potentilla*-Arten, auf denen von *Alchemilla*, *Agrimonia*, *Sanguisorba*, *Poterium*, *Fragaria* und *Rubus*. Auf *Potentilla* etc.
30. *Peronospora conglomerata* *Fuckel* (*Peronospora Erodii* *Fuckel*), auf den Blättern von *Erodium Cicutarium* und verschiedenen *Geranium*-Arten. Auf *Erodium* und *Geranium*.
31. *Peronospora Trifoliorum* *de By.*, auf der unteren Blattfläche verschiedener Arten von *Trifolium*, *Melilotus*, *Medicago* und *Lotus*, unter gelber Entfärbung der befallenen Blattstellen, bisweilen unter gänzlichem Verderben der Pflanze. Befallene *Medicago lupulina* soll nach *Rostrop*<sup>1)</sup> zur Entwicklung 4- bis 5 zähliger Blätter neigen. Die Conidienträger sind mehrmals dichotom, die letzten Ästchen pfriemenförmig und schwach gebogen, die Conidien blaß violett, die Desporen lebhaft braun.
32. *Peronospora Cytisi* *Rostrop*, welche nach *Rostrop*<sup>2)</sup> in Keimlingspflanzen von *Cytisus Laburnum* in einem Saatbeet bei Koshilde in Oseland 1890 viel Schaden machte und schon 1888 aufgetreten war, gehört auch in diese Gruppe. Denn *Kirchner*<sup>3)</sup>, welcher den Pilz auch bei Hohenheim an *Cytisus Laburnum* und *C. alpinus* fand, hat die Keimung der Conidien und die Desporen beobachtet. Auf *Cytisus*.
33. *Peronospora candida* *Fuckel*, auf Blättern von *Anagallis coerulea*, *Primula veris* und *Androsace*. Auf *Anagallis* etc.
34. *Peronospora Lamii* *A. Br.*, auf den Blättern von *Lamium purpureum* und *amplexicaule*, *Stachys palustris*, *Salvia pratensis*, *Thymus* und *Calamintha*. Auf *Sabiaten*.
35. *Peronospora grisea* *Unger*, auf den grünen Theilen vieler Arten von *Veronica*. Auf *Veronica*.
36. *Peronospora Antirrhini* *Schröt.*, auf den Blättern von *Antirrhinum Onontium*. Auf *Antirrhinum*.
37. *Peronospora Linariae* *Fuckel*, auf Arten von *Linaria* und *Digitalis*. An den deformierten Pflanzen entstehen Samen, obgleich an den Placenten und Scheidewänden die Desporen gebildet werden<sup>4)</sup>. Auf *Linaria* und *Digitalis*.
38. *Peronospora lapponica* *Lagerh.*, auf *Euphrasia officinalis* in Lappland. Auf *Euphrasia*.
39. *Peronospora Vincae* *Schröt.*, auf den Blättern der *Vinca minor*. Auf *Vinca*.
40. *Peronospora Phyteumatis* *Fuckel*, auf denen des *Phyteuma spicatum* und *nigrum*. Auf *Phyteuma*.
41. *Peronospora Valerianellae* *Fuckel*, die untere Blätterfläche von *Valerianella olitoria* und andre Arten mit weißlichem Schimmelrajen überziehend. Auf *Valerianella*.

<sup>1)</sup> Bot. Centralbl. 1886, XXVI, pag. 191.

<sup>2)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten 1892, II, pag. 1.

<sup>3)</sup> Dasselbst pag. 324.

<sup>4)</sup> Ragnus im Sitzungsber. d. Gesellsch. naturf. Freunde. Berlin 1889, pag. 145.

- Auf Karben.** 42. *Peronospora Dipsaci Tul.*, auf allen grünen Teilen von *Dipsacus Fullonum* und *sylvestris*, vorzüglich an den Wurzelblättern, aber auch am Stengel und den oberen Blättern, in welchem Falle die Pflanzen klein bleiben und ein verkümmertes Aussehen erhalten. Die Conidienträger sind 6 bis 7 mal dichotom, die letzten Ästchen pyramidal, steif und sperrig abstehend, die Conidien elliptisch, schmutzviolett. Nach Kühn<sup>1)</sup> wurde einmal in der Gegend von Halle ein 5 Morgen großer Acker von Karben befallen und dadurch die Pflanzen und Blütenköpfe verdorben. Der Pilz erhält sich auf den zur Überwinterung bestimmten Herbstpflanzen.
- Auf Dipsacus und Knautia.** 43. *Peronospora violacea de By.*, ein Parasit des *Dipsacus pilosus* und der *Knautia arvensis*, von dem vorigen durch sein ausschließliches Vorkommen in den chlorophylllosen Blütenteilen unterschieden<sup>2)</sup>. Die Blumenfrone ist schon im Knospenzustande von den Conidienträgern bedeckt, wodurch die Köpfchen ein graues Aussehen bekommen. Die Blüten bleiben halb geschlossen und werden schnell weiß und braun; nach dem Absterben werden sie gewöhnlich von *Cladosporium* überzogen. Der Pilz lebt auch in den Staubgefäßen und treibt auch auf ihnen zahlreiche Conidienträger, desgleichen auf der Narbe. Der Pollen gelangt nicht zur Ausbildung. Die Folge ist Sterilität. An den kranken Pflanzen sind sämtliche Köpfchen befallen. Die Conidienträger treten zwischen zwei Epidermiszellen hervor, sind 5 bis 7 mal gabelig, mit spitzwinkelig abgehenden Ästen, die letzten Ästchen pyramidal, gerade, die Conidien eiförmig, braunviolett. Das ganze Gewebe der befallenen Blütenteile ist mit Sporen erfüllt.
- Auf Anthemis etc.** 44. *Peronospora leptosperma de By.*, in den Stengeln, Blättern und Hüllblättern von *Anthemis*, *Matricaria*, *Tripleurospermum*, *Tanacetum*.
- Auf Tripleurosperm-Blüten.** 45. *Peronospora Radii de By.*, ebenfalls an *Tripleurospermum inodorum*, das Mycelium nach de Bary in der Pflanze verbreitet, die Conidienträger aber ausschließlich auf den Strahlblüten, die dadurch zusammenkrumpfen. Die Conidienträger treten einzeln aus der Epidermis der Blumenfrone und des Griffels.
- C. Sporen mit regelmäßig neßförmig verdicktem Eosporium. Die Wand des Oogoniums ist dünn und fällt nach der Sporenreife zusammen.
- Auf Alseinen.** 47. *Peronospora Alsinearum Casp.*, auf Blättern, Stengeln, Blütenstielen und Kelchen verschiedener Alseinen, wie *Stellaria media* und andern Arten, *Cerastium*-Arten, *Lepigonum rubrum*, *Arenaria*, sowie von *Scleranthus annuus*.
- Auf Holosteam.** 48. *Peronospora Holostei Casp.*, auf Blättern, Stengeln und Blüten von *Holosteam umbellatum*.
- Auf Arenaria und Möhringia.** 49. *Peronospora Arenariae Berk.*, auf *Arenaria serpyllifolia* und *Möhringia trinervia*.
- Auf Sileneen.** 50. *Peronospora Dianthi de By.*, auf Arten von *Dianthus*, *Silene*, *Melandrium*, sowie auf *Agrostemma Githago* graue Schimmelflecken auf der Unterseite der rasch gelb werdenden Blätter bildend.
- Auf Linum.** 51. *Peronospora Lini Schröt.*, auf *Linum catharticum*.
- Auf Widen, Erbsen, Linsen und Lathyrus.** 52. *Peronospora Viciae de By.*, auf verschiedenen Viciaceen, insbesondere auch auf Futterwiden, Linsen, Erbsen und *Lathyrus*-Arten, auch auf *Un-*

<sup>1)</sup> Hedwigia 1875, pag. 33.<sup>2)</sup> Vergl. Schröter in Hedwigia, 1874, Nr. 12.

fränkern wie *Vicia tetrasperma*. Die dichtstehenden Conidienträger sind 6 bis 8 mal gabelig, die Zweige sperrig und steif, die letzten Ästchen kurz pfriemenförmig, gerade, die Conidien elliptisch, blaß schmutzig violett, die Dosporen blaß gelbbraun, neßförmig verdickt. Von dem neuerlich gebauten *Lathyrus sylvestris* wurden seit Ausgang der achtziger Jahre größere Kulturen bei Jastrow in Westpreußen und bei Lupitz in der Altmark mehrere Jahre hintereinander befallen. Durch Abmähen der befallenen Pflanzen wurde gesunder Nachwuchs erzielt, da der Pilz nicht in den unterirdischen Theilen überwintert, sondern nur durch die Dosporen, die in den befallenen Blättern zurückbleiben, alljährlich sich zu erneuern scheint. Besprüngen mit Kupfervitriol-Kalkbrühe soll gute Dienste geleistet haben<sup>1)</sup>.

53. *Peronospora Myosotidis de By.*, auf Arten von *Myosotis*, auf *Myosotis* etc. *Symphytum* und *Lithospermum*. In Frankreich zerstörte der Pilz in Gewächshäusern *Heliotropium peruvianum* nach Salanne<sup>2)</sup>.

54. *Peronospora Asperuginis Schröt.*, auf *Asperugo procumbens*. Auf *Asperugo*.

55. *Peronospora Chlorae de By.*, auf *Gentianaceen*, besonders auf *Gentianaceen*.

*Chlora-* und *Erythraea*-Arten.

56. *Peronospora Anagallidis Schröt.*, auf Blättern von *Ana-* auf *Anagallis*. *gallis coerulea*.

57. *Peronospora calotheca de By.*, an den Stengeln und der auf *Asperula*, unteren Blattseite von *Asperula odorata*, *Sherardia arvensis* und an Arten *Galium* etc. von *Galium*, besonders *G. Aparine*, *Mollugo* und *sylvaticum* einen grauen Schimmelüberzug bildend.

D. Oogonien unbekannt. Von den folgenden Arten ist daher vorläufig unentschieden, in welche der vorigen Abtheilungen sie gehören.

58. *Peronospora trichotoma Massee*, soll eine Erkrankung der auf *Colocasia*. Wurzelfnollen der *Colocasia esculenta* veranlassen, das Kraut aber nicht befallen<sup>3)</sup>.

59. *Peronospora Rumicis Corda*, an der unteren Blattseite und an auf *Rumex*. verfrüppelten Blütenständen von *Rumex Acetosa*, *Acetosella* und andern Arten, in deren Wurzeln das Mycel perenniert.

60. *Peronospora Polygoni Thümen*, auf *Polygonum convolvulus* auf *Polygonum*. und *aviculare*.

61. *Peronospora Scleranthi Rabenh.*, auf *Scleranthus annuus* auf *Scleranthus*.

62. *Peronospora pulveracea Fockel*, auf den Blättern von *Helle-* auf *Helleborus*. *borus foetidus*, *niger* und *odorus*.

63. *Peronospora parvula Schneid.*, auf *Isopyrum*. auf *Isopyrum*.

64. *Peronospora Bulbocapni Reich.*, auf *Corydalis cava* bei Wien. auf *Corydalis*.

65. *Peronospora Cyparissiae de By.*, auf *Euphorbia Cypariss-* auf *Euphorbia*. *sias*.

66. *Peronospora Thesii Lagerh.*, auf *Thesium pratensis* im auf *Thesium*. Schwarzwalde.

67. *Peronospora tribulina Pass.*, auf *Tribulus terrestris* in auf *Tribulus*. Italien.

<sup>1)</sup> Jahresbericht des Sonderausschusses für Pflanzenschutz. Jahrb. d. deutsch. Landw.-Gesch. 1892, pag. 420.

<sup>2)</sup> Actes de la soc. Linn. de Bordeaux, 41, 1887, pag. L. II.

<sup>3)</sup> Naturforscher 1888, Nr. 9.

Brant, Die Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. II.

- Auf Myrica. 68. *Peronospora rufibasis Berk et Br.*, auf *Myrica gale* in England.
- Auf Rubus. 69. *Peronospora Rubi Rabenh.*, auf den Blättern von *Rubus caesius* und *fruticosus*.
- Auf Fragaria. 70. *Peronospora Fragariae Rose et Cornu*, auf Blättern von *Fragaria* in Frankreich.
- Auf Rosen. 71. *Peronospora sparsa Berk.*, auf den Blättern der kultivierten Rosen, einen zarten grauen Schimmel auf der unteren Blattseite bildend und braune Flecken an der Oberseite, später Abfallen der einzelnen Blättchen veranlassend. Die Conidienträger sind wiederholt dichotom, die letzten Ästchen gabelig, an der Spitze etwas gekrümmt, die Conidien kugelig. Der Pilz ist seit einiger Zeit in England bekannt <sup>1)</sup>, 1876 hat er sich nach Wittmack <sup>2)</sup> in den Rosentreibereien einer Handelsgärtnerei zu Nichtenberg bei Berlin gezeigt und einen großen Teil der Rosen vernichtet. In den Rosenkulturen Roms hat er ebenfalls viel Schaden gemacht <sup>3)</sup>. Auch in Starnitz in Schlesien ward er neuerdings und zwar in Sämlingsbeeten auf Rosenwüchlingen sehr schädlich beobachtet <sup>4)</sup>.
- Auf Primula. 72. *Peronospora interstitialis B. et Br.*, auf *Primula varia*.
- Auf Androsace. 73. *Peronospora Androsaces Niessl.*, auf *Androsace elongata* bei Bräun.
- Auf Plantago. 74. *Peronospora alta Fuehl.*, auf den Blättern von *Plantago major* und *lanceolata*.
- Auf Scrophularia und Verbascum. 75. *Peronospora sordida Berk.*, auf *Scrophularia*- und *Verbascum*-Arten.
- Auf Nicotiana. 76. Eine *Peronospora Nicotianae Spegaz.*, auf *Nicotiana longiflora* in Argentinien wird von Spegazzini <sup>5)</sup> angegeben.
- Auf Hyoscyamus. 78. *Peronospora Hyoscyami de By.*, auf den Blättern von *Hyoscyamus niger* und in Kalifornien auf *Nicotiana glauca* <sup>6)</sup>.
- Auf Knautia und Scabiosa. 79. *Peronospora Knautiae Fuehl.*, auf den Blättern von *Knautia arvensis* und *Scabiosa columbaria*.
- Auf Senecio. 80. *Peronospora Senecionis Fuehl.*, auf Blättern von *Senecio cordatus*.

III. *Cystopus Lév.*

*Cystopus*, der weiße Roß. Die Parasiten, welche wir in dieser Gattung vereinigen, bilden ihre Conidienträger in Form kurzer, unverzweigter, cylindrischer oder keulenförmiger Zellen, welche in großer Anzahl dicht gedrängt, nebeneinanderstehend unter der Epidermis ein zusammenhängendes, ausgebreitetes, weißes Lager darstellen, durch welches sehr bald die Epidermis emporgehoben und durchbrochen wird. An der Spitze jedes Conidienträgers werden mehrere Sporen reihenförmig abgeschnürt, so daß die oberste Spore jeder Reihe die älteste ist (Fig. 13 B). Jede Spore

<sup>1)</sup> Regel's Gartenflora 1863, pag. 204.

<sup>2)</sup> Sitzungsb. d. Gesellsch. naturf. Freunde zu Berlin. 19. Juni 1877.

<sup>3)</sup> Cuboni in Le stazioni sperimentali agrarie ital. Rom 1888, pag. 295.

<sup>4)</sup> Zeitschrift f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 181, u. II, 1892, pag. 356.

<sup>5)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II, 1892, pag. 161.

<sup>6)</sup> Garden. Chronicle 1891, pag. 211.

ist von der anderen durch ein sehr kurzes, schmales Zwischenstück getrennt, und an diesen Stellen trennen sich die zahlreichen Sporen von einander, so daß das Conidienlager eine pulverförmige, weiße Beschaffenheit annimmt. Die Mycellumschläuche verbreiten sich in den inneren Geweben intercellular und senden reichlich Haustorien in die Nährzellen. Außerdem besitzen diese Pilze ebenfalls Oosporen, welche von Oogonien und Antheridien erzeugt werden (Fig. 14 A, B, C), und in ihrem Vorkommen und ihrer Beschaffenheit mit denjenigen der übrigen Gattungen übereinstimmen. Die Keimung der Conidien geschieht wie bei den schwärmsporenbildenden Peronospora-Arten. Die Oosporen sind Dauersporen, welche im Frühlinge nach ihrer Entstehung unter Bildung von Schwärmsporen keimen. Die Krankheitseffekte sind denjenigen, welche die Peronospora-Arten hervorbringen, analog. Jedoch ist die ausfauende und tödende Wirkung des conidienbildenden Pilzes auf die Zellen der grünen Organe weit weniger heftig, indem die befallenen Blätter oft noch lange frisch und grün bleiben und erst nach längerer Zeit sich

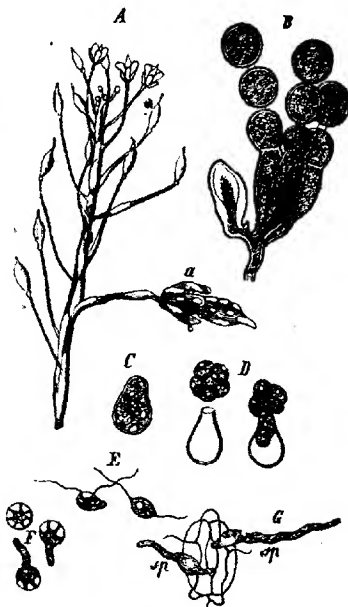


Fig. 13.

*Cystopus candidus* Lév. A Ein befallener Blütenstand von *Capsella Bursa pastoris*. Stengel und Blütenstiele mit den weißen Flecken der Conidienlager; a eine durch den Pilz in allen Teilen stark vergrößerte und verunstaltete Blüte, welche auf den Kelch- und Blumenblättern und dem Stiele ebenfalls weiße Conidienlager zeigt. B Ein Büschel Conidienträger von einem Mycelaste entspringend, mit reihenförmig abgeschnürten Conidien. C Eine Conidie keimend, wobei der Inhalt in mehrere Schwärmsporen zerfällt. D Austritt der Schwärmsporen. E Entwickelte und schwärmende Schwärmsporen. F Zur Ruhe gekommene Sporen, teilweise mit Keimschlauch keimend. G Keimende Sporen sp auf der Epidermis, in eine Spaltöffnung eindringend. B—G 400fach vergrößert, nach de Bary.



gelb färben. Darum sind die blasenförmig aufbrechenden weißen Flecke der Conidientlager hier das auffallendste Symptom der Krankheit, die deshalb auch mit dem Namen weißer Rost belegt worden ist. Im oosporenbildenden Zustande bringt dagegen wenigstens Cysto-

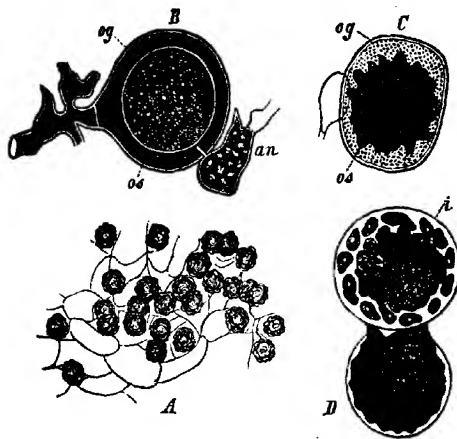


Fig. 14.

**Oosporen des *Cystopus candidus* Lév.** A Durchchnitt durch das Gewebe einer durch den Pilz verunstalteten und vergrößerten Blüte (Fig. 13 A); man sieht zahlreiche gelbbraune Oosporen in dem Gewebe zerstreut. 100fach vergrößert. B Die Geschlechtsorgane, die der Bildung der Oosporen vorausgehen. In einem Mycelaste steht als kugelige Anschwellung das Zoogonium og mit der Befruchtungsfugel oder der jungen Oospore os. Das Antheridium an, als Endanschwellung eines benachbarten Mycelfadens, legt sich dem Zoogonium an, treibt durch dasselbe einen Befruchtungsschlauch nach der Befruchtungsfugel. Diese entwickelt sich infolgedessen zu der in C dargestellten reifen Oospore os, die in der jetzt noch deutlichen, später mehr zusammenfallenden Zoogoniumhaut og eingeschlossen ist. Der Rest des Antheridiums an der Seite. D keimende Oospore; der Inhalt tritt in einer Blase eingeschlossen hervor und ist bereits in zahlreiche Schwärmsporen zerfallen. B—D ungefähr 400fach vergrößert, nach de Vary.

pus candidus Hypertrophieen und Mißbildungen in einem solchen Grade hervor, wie es bei Peronospora kaum vorkommt. Folgendes sind die bekannteren Arten dieser Gattung.

Auf Cruciferen.

1. *Cystopus candidus* Lév., (*Uredo canida* Pers.), auf vielen Cruciferen, jedoch nur auf einigen Arten häufig, auf andern viel seltener, auf vielen noch gar nicht beobachtet; bei uns am gemeinsten auf *Capsella Bursa pastoris*, hier oft in Gemeinschaft mit *Peronospora parasitica*, häufig auch am Leinöhlter, seltener auf *Nasturtium amphibium* und *sylvestre*.

*Cheiranthus Cheiri*, *Thlaspi arvense*, *Turritis glabra*, *Cardamine pratensis*, *Berteroa incana*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Iberis umbellata*, *Lepidium sativum* und *graminifolium*, *Sisymbrium Thalianum*, *Arabis Turritis* und *hirsuta*, *Senebiera Coronopus*, *Raphanus Raphanistrum* und *sativum*, *Sinapis arvensis*, sowie auch auf *Brassica Napus*, *rapa*, *nigra* und *oleracea*; so hat der Pilz z. B. nach Schröter<sup>1)</sup> in Neapel in Blumenkohlkulturen sehr geschadet. Der Pilz ist auch in Nordamerika an vielen Cruciferen gemein, desgleichen nach Spegazzini<sup>2)</sup> auch in Argentinien, auch in Persien (von Hansknecht) an *Capsella Bursa pastoris* gefunden worden. Er befällt die Blätter, Stengel, Inflorescenzen, Blütenstiele, sowie sämtliche Organe der Blüte. Auf allen diesen Teilen bilden die Conidientager runde bis längliche, erhabene, weiße und, so lange die Epidermis auf ihnen noch unverletzt ist, etwas glänzende Flecke. Im Blütenstand, wo der Pilz zugleich mit den Conidien auch die Oosporen oder auch wohl die letzteren allein entwickelt, bewirkt er stets eine unter bedeutender Vergrößerung der Teile eintretende Mißbildung (Fig. 13 A). Inflorescenzen und Blütenstiele verformen sich mehr oder weniger und krümmen sich durch ungleichseitiges Längenwachstum oft unregelmäßig, die Inflorescenzen von *Capsella* bisweilen lockenförmig in mehreren Kreisen. Die Blütenblätter sind sämtlich bedeutend vergrößert, Kelch- und Blumenblätter grün, dick, fleischig, die Staubgefäße mit stark entwickeltem Filament, oft mit deutlicher, meist pollenloser oder ganz fehlender Anthere, die Fruchtknoten zu einem langen, unregelmäßigen, grünen, schotenförmigen Körper mit fehlschlagenden Samenanlagen degeneriert. Der Plan des Blütenbaues ist trotzdem nicht alteriert und meist deutlich in allen seinen Gliedern zu erkennen (wenigstens bei *Camelina* und *Capsella*). Nach Schneckler<sup>3)</sup> ist dagegen beim kultivierten Kettig der Kelch- und Blumenblattkreis auf je zwei Blätter reduziert, die mehr oder minder blattartig umgewandelten Staubgefäße dagegen in der 6-Zahl vorhanden. Ähnliches finde ich an einer Blüte von *Raphanus Raphanistrum*; die Vergrößerung der Teile ist hier am bedeutendsten: der Fruchtknoten zu einem fingerförmigen, ca. 6 cm langen Körper ausgewachsen. Samen werden in den deformierten Fruchtknoten nie erzeugt; der Pilz hat also in den Blüten Sterilität zur Folge. Alle hypertrophierten Teile des Blütenstandes enthalten in Menge die Oosporen (Fig. 14 A); diese haben ein gelbbraunes, dickes Endosporium, welches mit unregelmäßigen starken Warzen, die stellenweise in gewundene Röhren zusammenfließen, besetzt ist (Fig. 14 C). Die Conidien sind sofort nach der Reife keimfähig. Die Oosporen erreichen nach de Bary<sup>4)</sup> nach mehrmonatlicher Ruhe ihre Keimfähigkeit; bei Anwesenheit von Feuchtigkeit treiben sie dann das Endosporium als einen dicken, kurzen Schlauch hervor, welcher zu einer großen, runden Blase anschwillt, in der sich das Protoplasma zu zahlreichen Schwärmosporen umformt (Fig. 14 D). Letztere treten alsbald aus derselben hervor und entwickeln sich dann ebenso weiter wie die aus den Conidien entstandenen. Die In-

<sup>1)</sup> Illustrierte Gartenzeitung 1884, pag. 246.

<sup>2)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II, 1892, pag. 161.

<sup>3)</sup> Bullet. de la soc. Vandoise des sc. nat. 1876, citiert in Just, Bot. Jahresber. f. 1876, pag. 140.

<sup>4)</sup> Ann. des sc. nat. sér. 4. T. XX., und Morphologie und Physiologie der Pilze II.

fection der Nährpflanzen geschieht nach de Bary durch die Schwärme beiderlei Sporen. Die Keimschläuche derselben können nur durch die Spaltöffnungen oberirdischer Theile eindringen, nicht in die Wurzeln. Bei *Capsella* und *Lepidium sativum* dringen sie zwar in alle Spaltöffnungen ein, entwickeln sich aber nur dann weiter, wenn sie in die Cotyledonen eingetreten sind, so daß das Mycelium von hier aus die ganze oberirdische Pflanze durchwächst. Dagegen vermögen nach demselben Forscher die eingedrungenen Keimschläuche an der *Heliophila crithmifolia* auch in den andern Blättern zum Mycelium sich zu entwickeln. Als Maßregel, um die verschiedenen kultivierten Cruciferen, die dem weißen Krost ausgefetzt sind, vor der Krankheit zu bewahren, muß hiernach die Vernichtung des alten kranken Strohs durch Verbrennen sowie die möglichste Säuberung der Kulturländereien von denjenigen Unkräutern, welche vorzüglich den *Cystopus candidus* tragen (*Capsella Bursa pastoris*) bezeichnet werden.

Auf *Capparis*.

2. *Cystopus Capparidis* de By., auf den Blättern von *Capparis*-Arten in Südrußland; nach Pirota<sup>1)</sup> wahrscheinlich mit voriger Art identisch.

Auf *Portulaca*.

3. *Cystopus Portulacae* Lév., auf den grünen Theilen von *Portulaca oleracea* und *sativa*. Die Conidien sind hier ungleich, indem die entständigen jeder Reihe größer als die übrigen und mit dickerer, gelblicher Membran versehen sind und keine Schwärmosporen erzeugen.

Auf *Amaranthus*.

4. *Cystopus Bliti* Lév., auf den Blättern und Stengeln von *Amaranthus Blitum*. Die Conidien sind ungleich, nämlich die entständigen kleiner und mit dickerer, fast farbloser Membran versehen, ebenfalls steril. Die Oosporen besitzen ein braunes Ectopodium mit gewundenen und netzförmig verbundenen Fäden und finden sich meist in den Stengeln.

Auf *Lepigonum*.

5. *Cystopus Lepigoni* de By., auf *Lepigonum medium*, besonders durch das dicht mit kleinen, oft dornigen Wärgchen besetzte Ectopodium der Oosporen vom vorigen unterschieden.

Auf Compositen.

6. *Cystopus Tragopogonis* Schröt. (*Cystopus cubicus* Lév.), auf verschiedenen Compositen. Oosporen mit runden oder gelappten hohlen Warzen dicht bedeckt. Auf *Cirsium arvense*, *oleraceum*, *palustre* findet sich eine Form oder eigene Art, *Cystopus spinulosus* de By., wo das Ectopodium durch kleine, solide, meist spitz dornige Wärgchen dicht bedeckt ist. Bei allen sind die Conidien ungleich, die entständigen größer und steril, mit sehr dicker, meist farbloser Membran.

#### IV. *Pythium* Fringsh.

*Pythium*.

Von dieser Gattung sind nur einige Arten Parasiten in Pflanzen, andre leben saprophytisch. Bei den ersteren wächst das Mycelium nicht nur zwischen den Zellen, sondern auch quer durch dieselben hindurch. Dadurch sowie durch den Umstand, daß das Mycelium im erwachsenen Zustande oft vereinzelte Quermünde besitzt, weicht es von dem der übrigen Peronosporaceen ab und kann leicht mit dem andrer Pilze verwechselt werden. An Stelle der Conidien werden Sporangien gebildet, d. h. die Erzeugung der Schwärmosporen in denselben erfolgt schon am Pilze; doch kommt es auch hier vor, daß das Sporangium

<sup>1)</sup> Cit. in Botan. Centralbl. 1884. XX. pag. 323.

nach als wirkliche Conidie abfällt und dann erst mit Schwärmsporen keimt. Die Sporangien befinden sich auch nicht an besonderen Conidienträgern, sondern theils am Ende der Myceläste, theils intercalär in denselben und zwar bald innerhalb der Nährpflanze, bald an ihrer Oberfläche. Auch bringen die Sporangien die Schwärmsporen nicht in ihrem Innern zur Ausbildung, sondern der noch ungetheilte Inhalt derselben wird in eine Blase entleert und zerfällt hier erst in Schwärmsporen, die durch das Platzen der Blase frei werden. Die Dosporen und ihre Bildung in Dogonien mit Antheridien stimmen im wesentlichen mit denen der übrigen Peronosporaceen überein.

Die hierher gehörigen Parasiten befallen theils verschiedenartige Kryptogamen, besonders im Wasser oder auf stark benetztem Boden wachsende, theils die Keimpflanzen phanerogamer Gewächse, gewöhnlich die Stengeltheile derselben krank und schlaff machend und diejenige Erscheinung veranlassend, welche man das Umfallen der Keimpflanzen oder den Wurzelbrand oder schwarze Beine der Keimpflanzen zu nennen pflegt. Indessen kann diese Erkrankungsweise auch noch durch verschiedene andre Pilze verursacht werden (vergl. S. 34, 70 und unten Phoma). Auf den getödteten Pflanzen leben die Pythium-Arten oft saprophytisch weiter, besonders wenn jene im Wasser sich befinden, wo dann die Mycelstäden weit herauswachsen, an saprophyte Saprolegniaceen erinnernd.

*Peronospora de Baryanum* Hess. Das Mycelium dieses Para- *Peronospora de Baryanum*.  
siten besitzt reichlich verästelte dünne Fäden, welche sowohl zwischen den Zellen als auch quer durch dieselben hindurchwachsen, bei trockner Luft kaum über die Oberfläche der Nährpflanze hervortreten, bei feuchter Luft und besonders im Wasser weit herauswachsen. Sie bilden manchmal innerhalb der Nährpflanze, am häufigsten aber an den aus der Wirtspflanze herauswachsenden Mycelästen endständige oder intercaläre, kugelförmige Sporangien, welche entweder direkt Schwärmsporen erzeugen und dieselben aus einem schnabelartigen Entleerungshalse entlassen, oder zu kugelförmigen oder eiförmigen, ziemlich dickwandigen, farblosen Conidien werden, welche besonders an der Luft entstehen und als ruhende Dauerzellen abfallen, die mehrere Monate lang keimfähig bleiben, auch wenn sie eingetrocknet oder eingefroren waren; diese keimen unter Schwärmsporen- oder Keimschlauchbildung. Außerdem werden auch Dosporen mit farblosem glattem Eriopodium gebildet, welche ebenfalls nach mehrmonatlicher Ruhepause keimen und zwar mittelst Keimschlauches.

Nach neueren Untersuchungen, besonders denjenigen de Bary's<sup>1)</sup>, kommt dieser Pilz auf folgenden sehr verschiedenartigen Pflanzen vor, und es sind daher mehrere früher als eigene Arten beschriebene Pilze hierher zu rechnen.

Auf Keimpflanzen verschiedener Phanerogamen bei der Erkrankung, die Wurzelbrand der man das Umfallen oder den Wurzelbrand der Keimpflanzen nennt, ist der Keimpflanzen.

<sup>1)</sup> Botan. Zeitg. 1881, pag. 528.

Pilz zuerst von Hesse<sup>1)</sup> beobachtet worden, nämlich an *Camelina*, *Trifolium repens*, *Spergula arvensis*, *Panicum miliaceum* und *Zea Mais*. Hierher gehört aber auch der Pilz, welcher von Kohde<sup>2)</sup> unter dem Namen *Lucidinum pythioides* beschrieben und in den Keimpflanzen von *Stanhopea saccata*, *Lepidium sativum*, *Sinapis* und *Beta vulgaris* beobachtet worden ist, der also als Ursache des Wurzelbrandes der Rüben auftreten kann. Die befallenen jungen Pflänzchen fallen um, indem ihr hypocotyles Stengelglied

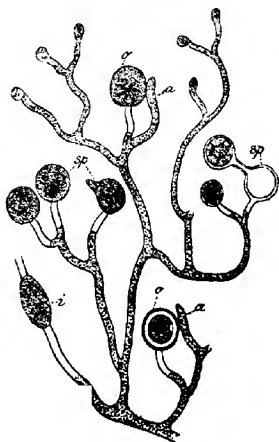


Fig. 15.

***Pythium de Baryanum*.** Ein Zistid Mycelium mit Sporangien (sp), rechts ein entleertes, Oogonien (o) und Antheridien (a); bei i eine intercalare Conidie; 250fach vergrößert. Nach Hesse.

ein gewisses Alter und eine gewisse Erstarrung des hypocotyles Stengelgliedes erreicht haben, bekommen den Pilz viel seltener, und wenn es geschieht, so ist es nur eine kleinere Stelle der Rinde, welche der Pilz befallt und krankt macht; die Pflanze bleibt aber am Leben und wächst schließlich die Krankheit wieder aus. Da von dem Pilze nachgewiesen ist, daß er auch saprophytisch lebt, so ist anzunehmen, daß er im Erdboden sehr verbreitet ist.

schwarz, weß und dünn wird, und bald zu faulen beginnt. Im ganzen Parenchym desselben wachsen reichlich die Pilzfäden. Auch im Kraut und in den Knollen der Kartoffelpflanze ist, wie oben S. 60 erwähnt wurde, der Pilz sowohl parasitisch wie saprophytisch von de Bary gefunden worden. Von Brim<sup>3)</sup> wurde der Pilz auf *Impatiens Sultanii* beobachtet. Auch bei Feldkulturen von Erbsen und Lupinen hat man neuerdings Wurzelkrankungen durch ein *Pythium* beobachtet<sup>4)</sup>. Es ist daher sehr wahrscheinlich, daß *Pythium de Baryanum* noch auf vielen andern phanerogamen Keimpflanzen auftreten kann, wiewohl Hesse eine Anzahl Pflanzen aufzählt, wie Wein, Mohr, Raps, Erbse, Esparsette etc., bei denen ihm Infektionsversuche nicht gelungen seien. Es dürfte sich dies bei Wiederholung der Versuche vielleicht nicht bestätigen und das so häufig bei allerlei Keimpflanzen in Saatbeeten etc., besonders bei sehr dichtem Stande eintretende Umfallen vielfach von diesem Pilze verursacht sein. Es ist bemerkenswert, daß nur die junge Keimpflanze dem Pilze so leicht erliegt. Sämlinge, die

<sup>1)</sup> *Pythium de Baryanum*, ein endophytischer Schmarözer. Halle 1874.  
<sup>2)</sup> Verhandl. d. bot. Sect. d. 47. Vers. deutsch. Naturforscher u. Ärzte zu Breslau 1874. Vergl. Bot. Zeitg. 1875, pag. 92.

<sup>3)</sup> Garden. Chronicle. 1888, pag. 267.

<sup>4)</sup> Jahresber. des Sonderausschusses f. Pflanzenschutz. Jahrb. d. deutsch. Randw. Gesellsch. 1891, pag. 209.

• Über den Wurzelbrand der Rüben oder die schwarzen Beine Wurzelbrand der Rüben.  
 der Rüben (sind von Karlson<sup>1)</sup> im Gouvernement Charkow Untersuchungen angestellt worden. Derselbe berichtet, daß daselbst der Wurzelbrand im Jahr 1880 zunächst 10—15 Prozent, 1883 schon ca. 50 Prozent, 1884 mindestens 80, auf vielen Feldern 70—80 Prozent Erkrankungen unter den jungen Rübenpflanzungen veranlaßte. Auch in Deutschland kennt man die Krankheit in allen rübenbauenden Gegenden; der Schaden, den sie veranlaßt, ist bald nur gering, bald steigt er auf 25, 50, 70, 80 und selbst 100 Prozent. Nach Karlson ist es nicht zu bezweifeln, daß der Pilz durch den Samen übertragen wird, denn das Durchschießende und Braunwerden des hypokotylen Gliedes geht gewöhnlich von dem Samen aus. Sterilisieren des Bodens verhinderte daher auch nicht das Auftreten der Krankheit. Von der Oberfläche der Samenkerne abgeschabte Masse ergab dieselben Pilze, welche auch beim Wurzelbrand auftreten. Karlson hat verschiedene Pilzformen gefunden, die er aber nicht näher beschreibt. In der That können verschiedene Pilze den Wurzelbrand der Rüben veranlassen; man vergleiche namentlich das unten bei *Phoma Betae* und *Rhizoctonia* Gesagte, auch Verwundungen durch Insekten können derartige Erscheinungen hervorrufen (vergl. *Atomaria linearis*). Karlson hat auch konstatiert, daß die Samen verschiedener Herkunft sehr ungleiche Resultate bezüglich Auftretens des Wurzelbrandes ergaben; während manche sehr gut ausliefen, zeigten sich bei andern 30, wieder bei andern 100 Prozent Kranke, so daß ein solcher Schlag vollständig an Wurzelbrand zu Grunde ging. Darum wird denn auch durch Beizung der Samen der Wurzelbrand bedeutend vermindert. Karlson erhielt von einem Saalgut, welches bei Vorversuchen etwas über 60 Prozent Wurzelbrand ergab, nach Beizung mit

1 Prozent Karbolsäure-Lösung	38 Prozent Wurzelbrand
2       "       "       "       "	26       "       "
1       "       Kupervitriol       "	30       "       "
2       "       "       "       "	20       "       "

Die Beizung geschah nach dreitägigem Feuchtliegen der Körner zwei Stunden lang. Daß die Beizung den Wurzelbrand vermindert, aber nicht verhindert, erklärt Karlson daraus, daß der Pilz auch im Erdboden vorhanden ist. Die eigentliche Ursache will Karlson auch nicht in dem Pilz sehen, sondern in einer gewissen Schwäche und Kränklichkeit der Pflanzen. Es sei daher außer der Samenbeizung alles das ein Gegenmittel gegen den Wurzelbrand, was die Kräftigung der Pflanze zum Ziele hat und sie rasch über die gefährliche Periode ihrer Zartheit und Schwäche hinausbringt. Hauptsächlich sei die Samentultur auf die Erzielung gesunder Pflanzen zu richten. Zu Mutterrüben seien die besten und schwersten Rüben zu benutzen; dieselben sollen ebenso wie die andern eingemietet werden und im nächsten Jahre einzeln in größeren Entfernungen zwischen die Reihen gesetzt werden; die Samen solcher Pflanzen bekommen nach Karlson fast keinen Wurzelbrand. Normale Samenrüben ergaben ihm 15—20 Prozent, die von Stiefelungen geernteten Samen dagegen 60—70 Prozent Wurzelbrand. Man hat auch die Beobachtung gemacht, daß nach Düngung mit Kalk (6 Centner pro Morgen) fast gar kein Wurzelbrand sich zeigte; ebenso

<sup>1)</sup> Zeitschr. des Vereins f. d. Rübenzucker-Industrie u. 1891, pag. 371.

günstigen Erfolg zeigte Düngung mit Superphosphatgips (375 kg pro Hektar) <sup>1)</sup>.

In Equisetum-  
Vorkeimen.

In den Vorkeimen von *Equisetum arvense* ist dieser Pilz von Sadebed <sup>2)</sup> entdeckt und *Pythium Equiseti* genannt worden. Die in einer Kultur gezogenen Vorkeime gingen infolge Befallens durch diesen Pilz zu Grunde und verschwanden vollständig. Die Wurzelhaare und die Zellen des Vorkeimes waren von dem Mycelium durchzogen, dessen Fäden in verschiedenen Richtungen quer durch die Zellen hindurchwuchsen. Es ist dies wahrscheinlich derselbe Pilz, der auch Milde <sup>3)</sup> schon die Kulturen der Vorkeime des *Equisetum arvense* zerstörte. Sadebed hat auch die Sporangien und die Geschlechtsorgane des Pilzes beobachtet, die sich besonders aus den massenhaft aus Vorkeimen herauswachsenden Fäden bildeten, nachdem die erkrankten Vorkeime in Wasser gelegt worden waren. Auch die Infektion gesunder Vorkeime, welche mit kranken zusammengebracht wurden, ist Sadebed gelungen. Bemerkenswert ist, daß nur diejenigen Kulturen erkrankten, welche auf Sand erzogen worden waren, nicht diejenigen, welche gleichzeitig daneben auf Gartenerde sich befanden, und daß immer zuerst die Wurzelhaare von den Mycelfäden durchzogen waren, was dafür zu sprechen scheint, daß das Substrat die Keime der Parasiten in sich tragen kann. — Das ebenfalls auf *Equisetum*-Vorkeimen von Sadebed <sup>4)</sup> gefundene *Pythium autumnale* dürfte wohl auch mit diesem Pilze identisch sein.

In Farnvor-  
keimen.

In Farnprothallien hat Kohde (l. c.) ein Mycelium mit Sporangien und Dauerconidien gefunden und unter dem Namen *Pythium circumdans* beschrieben, welches unter denselben Erscheinungen auftrat und vielleicht auch hierher gehört. Einen verwandten Organismus hat Kohde (l. c.) ebenfalls in Farnprothallien gefunden und *Completoaria complens* genannt.

In Encopodia-  
ceen-Vorkeimen.

In Vorkeimen von Encopodiaceen sind von mehreren Beobachtern ähnliche Pilze gefunden worden, die möglicherweise auch hierher zu rechnen sind <sup>5)</sup>.

In Wasser-  
pflanzen.

2. *Pythium Cystosiphon Lindst.* (*Cystosiphon pythioides Rou et Cornu* <sup>6)</sup>) in kleinen, schwimmenden Wasserpflanzen, besonders *Lemna arhiza*, *minor*, *gibba* und in *Riccia fluitans*.

In Algen.

3. *Pythium gracile Schenk* <sup>7)</sup> in den Zellen von *Spirogyra*, *Cladophora* und *Vaucheria*-Arten mit stark verzweigten Schläuchen, welche in

<sup>1)</sup> Jahresber. des Sonderauschusses f. Pflanzenschutz. Jahrb. d. deutsch. Landw. Gesellsch. 1891, pag. 205; 1892, pag. 414.

<sup>2)</sup> Sitzungsber. d. bot. Ver. d. Prov. Brandenburg, 28. Aug. 1874, und Schön's Beitr. z. Biologie d. Pfl. 1. Heft 3, pag. 117 ff.

<sup>3)</sup> Nova acta Acad. Leop. XXIII. P. II, pag. 641.

<sup>4)</sup> Tageblatt der 49. Verj. deutscher Naturforscher und Ärzte 1876, pag. 100.

<sup>5)</sup> Vergl. Treub, Ann. de Buitenzorg IV, 1884, Bruchmann, Botan. Centralbl. XXI. 1885, pag. 309, und Göbel, Botan. Zeitg. 1887, pag. 165.

<sup>6)</sup> Ann. des sc. nat. 5. sér. T. XI, pag. 72.

<sup>7)</sup> Verhandl. d. phys. med. Gesellsch. Würzburg, 14. Nov. 1857. IX, pag. 12 ff.

den Algenzellen vielfach hin- und hergebogen sind und die Scheidewände derselben durchbohren. Aus der Nährzelle ragen Nester der Schläuche hervor, welche zu den Sporangien werden, in denen Schwärmsporen mit je einer Wimper in verschiedener Anzahl sich bilden. Der Parasit bewirkt, daß das Protoplasma der Zelle zusammenschrumpft und sich trübt, infolgedessen jede weitere Entwicklung der Zelle aufgehalten wird. Die Infektion geschieht nach Schenk's Beobachtungen dadurch, daß die Schwärmsporen sich an der Algenzelle festsetzen und einen in dieselbe eindringenden Fortsatz treiben, worauf die ganze Spore in das Innere der Zelle hineinwächst; aus dem unteren Teile entwickeln sich dann die in der Zelle nach allen Richtungen wachsenden Schläuche, aus dem oberen Teile das aus der Zelle hervortretende Sporangium. Geschlechtsorgane sind nicht sicher bekannt.

4. *Pythium Chlorococci* Lohde in den Zellen von *Chlorococcum*, welche dadurch getötet werden<sup>1)</sup>.

In *Chlorococcum*.

In dem Lebermoose *Pellia epiphylla* kommt bisweilen ein von Schacht zuerst gefundener, von mir genauer beschriebener<sup>2)</sup> und *Saprolegnia Schachtii* Frank genannter Pilz vor. Nach Fischer's Meinung<sup>3)</sup> soll dieser Pilz mit *Pythium de Baryanum* identisch sein, was ich jedoch vorläufig bezweifle, weil ich Sporangien oder Conidien nicht gefunden habe und weil die nur selten von mir gesehenen Dogonien mehrere Anlagen von Dosporen enthielten, besonders aber deshalb, weil dieser Pilz in *Pellia*, ganz im Gegensatz zu *Pythium de Baryanum*, ein interessantes Beispiel eines für den Wirt so gut wie ganz unschädlichen Symbionten ist, denn das Mycelium, welches gewöhnlich das Laub dieses Moores ganz durchzieht, zehrt zwar die Stärkekörner in den befallenen Zellen auf, hat aber auf den Gesundheitszustand des Moores nicht den geringsten schädlichen Einfluß. Da aber die systematische Stellung des Pilzes unsicher ist, so schließe ich ihn vorläufig hier an.

In *Pellia*.

Ebenfalls noch unsicher ist die Stellung des Pilzes *Saprolegnia de Baryi* Wals.<sup>4)</sup>, der in den Zellen der Alge *Spirogyra densa* lebt, die sehr dünnen, zarten, verzweigten Fäden innerhalb der Algenzelle kriechend und in das umgebende Wasser heraustretend, wo sie endständige kugelige Sporangien tragen, in denen Schwärmsporen entstehen, auch Conidien sowie Dogonien kommen wie bei den *Pythium*-Arten vor. Nach Walz tötet der Parasit die Algenzelle: sobald ein Faden in eine solche eingebracht ist, zieht sich der Inhalt derselben zusammen und verliert seine charakteristische regelmäßige Anordnung; später nimmt beides zu; die Stärkekörner schwinden, das Chlorophyll wird endlich schwarz oder braun oder auch hellgelb bis farblos; die Cellulosehülle der Zellwand quillt etwas auf. Zuletzt verschwindet die Zelle völlig, und es bleiben nur die Dosporen übrig.

In *Spirogyra*.

<sup>1)</sup> Tagebl. d. 47. Naturforscher-Versammlung 1874, pag. 204.

<sup>2)</sup> Vergl. erste Aufl. dieses Werkes 1880, pag. 384.

<sup>3)</sup> Rabenhorst, Kryptogamenflora I, 4. Abtl., pag. 405.

<sup>4)</sup> Bot. Ztg. 1870, pag. 537.



## 6. Kapitel.

## Die Protomycetaceen.

**Protomycetaceen.** Diese kleine Gruppe von Schmarogerpilzen, welche als Krankheits-  
erreger nur geringe Bedeutung haben, steht naturgeschichtlich ziemlich  
selbständig in der Klasse der Pilze da; die nächste Verwandtschaft  
scheint sie mit den Brandpilzen zu haben, indem diese Pilze ein  
endophytes, aus gegliederten Fäden bestehendes Mycelium besitzen, von  
welchem einzelne Gliederzellen der Fäden zu Sporen werden, welche  
also den Charakter von Chlamydosporen, wie bei den Brandpilzen  
haben. Doch weicht das Keimungsprodukt dieser Sporen wesentlich von  
demjenigen der genannten Pilze ab. Denn diese Sporen werden,  
nachdem sie den Winter im Ruhezustand verbracht haben, zu Sporangien,  
d. h. sie erzeugen aus ihrem Protoplasma zahlreiche kleine Sporen,  
welche aus dem Sporangium entleert werden. Am genauesten bekannt  
ist die Gattung

*Protomyces Ung.*

**Protomyces.** Die hierhergehörigen Pilze erzeugen auf Stengeln und Blattstielen  
und Blattrippen schwielensförmige, bleiche oder lange, saftigbleibende,  
später nur bräunlich und trocken werdende Geschwülste, in denen das  
Mycelium mit den Sporen zwischen den Zellen sich befindet.

Auf Umbelliferen.

1. *Peronospora macrosporus Ung.* (*Physoderma gibbosum Walt.*),  
auf mehreren Umbelliferen, am häufigsten auf *Aegopodium Podagraria*,  
von de Bary auch auf *Heracleum Sphondylium* und *Meum athamanticum*,  
von Riehl auf *Carum Carvi* gefunden und von Sadebeck<sup>1)</sup> im Allgäu  
an fast sämtlichen wilden und kultivierten Mohrrübenpflanzen, an denen  
dadurch die Fruchtbildung vereitelt wird, sowie an *Meum mutellina* beob-  
achtet. Der Pilz bringt an den Blattstielen und Blattrippen, sowie  
an den Stengeln, selbst bis in die Dolden, ziemlich große, schwielensförmige  
Geschwülste (Fig. 16 A) hervor, die oft so zahlreich sind, daß die Teile  
ganz damit bedeckt und bisweilen sogar verkrüppelt und in ihrer Entwicklung  
gehindert erscheinen. Die Verdickungen bilden sich schon während des  
Wachstums der Teile und sind anfangs von bleicher Farbe; später werden  
sie bräunlich und trockener. In denselben wächst das Mycelium des Pilzes  
zwischen den Parenchymzellen in Form septierter und verzweigter Fäden,  
welche die Sporen intercalär durch kugelige Anschwellung einzelner Glieder-  
zellen bilden (Fig. 16 B). Die reifen Sporen sind etwa  $\frac{1}{30}$  mm große  
Kugeln, mit dicker, farbloser, glatter, geschädelter Membran und protoplasma-  
reichem Inhalt (Fig. 16 C). Sie finden sich reichlich in den Geschwülsten.  
De Bary<sup>2)</sup> hat die Keimung beobachtet: die überwinterte Spore (richtiger  
Sporangium zu nennen) schwillt an, streift ihre Außenhaut ab (Fig. 16 D),  
worauf durch freie Zellbildung im Innern der Zelle zahllose,  $\frac{1}{450}$  mm kleine,

<sup>1)</sup> Sitzung d. Gesellschaft. f. Botan. zu Hamburg; cit. in Bot. Centralbl.  
XXXVI. 1888, pag. 144.

<sup>2)</sup> Beitrag zur Morphologie der Pilze. Erste Aufl. I., pag. 14.

längliche Sporen aus dem Protoplasma entstehen, die an einer Seite der Mutterzelle zusammenrücken (Fig. 16 E), dann durch Blasen der letzteren herausgeschleubert werden. Darauf kopulieren sie paarweise miteinander und treiben dann einen Keimschlauch. De Bary übertrug den Pilz mit Erfolg durch Sporenausfaat auf geeignete Nährpflanzen.

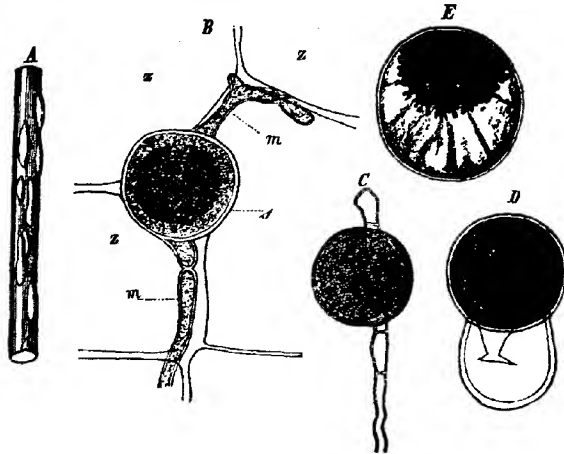


Fig. 16.

**Protomyces macrosporus.** A Stück eines Blatttriebes von *Aegopodium Podagraria*, mit Geschwülsten, 2 mal vergrößert. B Partie eines Durchschnittes durch eine Geschwulst; zzz Parenchymzellen, mm ein\* zwischen denselben wachsender Mycelfaden mit einer Spore s. C Ein Stück Mycelfaden mit einem reifen Sporangium. D Sporangium feinehend, die Außenhaut abstreifend. E Sporenbildung. B—E 390 mal vergrößert, nach de Bary.

2. *Protomyces pachydermus* Thm., von v. Thümen<sup>1)</sup> in eben\* auf *Taraxacum* solchen schwielensförmigen Anschwellungen in den Blättschaften und Blättern von *Taraxacum officinale* gefunden.

3. *Protomyces Chrysosplenii* Berk. et Br., auf Blättern von auf *Chrysosplenium* in England.

4. *Protomyces Kreutensis* Kühn, auf *Aposeris foetida*.

Auf Aposeris.

5. *Protomyces carpogenus* Sacc., auf Kürbissen.

Auf Kürbissen.

6. *Protomyces melanoides* Berk. et Br. auf Phlox in England.

Auf Phlox.

7. *Protomyces Ari* Cooke, auf *Arum maculatum* in England.

Auf Arum.

8. *Protomyces rhizobius* Trai., in vergrößerten Zellen der Wurzelrinde von *Poa annua*.

Auf Poa.

9. *Protomyces concomitans* Berk., auf kultivierten Orchideen in auf Orchideen Eng'and.

<sup>1)</sup> Hedwigia 1874, Nr. 7.

Melanotaenium  
auf Galium  
und Linaria.

Die Gattung *Melanotaenium* *de By.* ist vorläufig noch zweifelhaft in dieser Pilzgruppe aufzuführen, weil ihre Sporenformung noch unbekannt ist. *Melanotaenium endogenum de By.* (*Protomyces endogenus* *Ung.*) auf *Galium Mollugo*, zuerst von Unger<sup>1)</sup> beobachtet. Der Pilz bewirkt ein ganz fremdartiges Aussehen der Pflanze: Der Stengel ist verkümmert, hat verdickte Internodien und angeschwollene Knoten, bildet kurze, dicke, bleiche Blätter und bleibt unfruchtbar. Die Knoten, die Streifen der Internodien und die Blattrippen haben bläulich-schwarze Farbe; in diesen werden die zahlreichen Sporen gebildet, und zwar an einem zwischen den Zellen wachsenden fädigen Mycelium, intercalär in den Fäden. — *Melanotaenium caulium* *Schröt.* in verdickten Stengeln von *Linaria vulgaris* in Schlefien.

## 7. Kapitel.

### Brandpilze (Ustilagineen) als Ursache der Brandkrankheiten.

Begriff und  
Symptome der  
Brand-  
krankheiten.

Die durch Brandpilze verursachten Pflanzenkrankheiten sind daran kenntlich, daß statt wohlgebildeter Organe eine schwarze oder braune, pulverförmige Masse auftritt, in welche der verborbene Pflanzenteil scheinbar sich umgewandelt hat, indem er entweder innerhalb seiner äußeren Umhüllungen nichts als schwarzes Pulver einschließt, oder gänzlich in solches aufgelöst erscheint. Die dunkle Masse, die man Brand nennt, besteht überall aus den zahllosen Sporen des Schmaraggenpilzes. Die Brandpilze sind charakterisiert als endophyte Parasiten, deren deutlich entwickeltes, aus Fäden bestehendes Mycelium zwischen und in den Zellen der Nährpflanze wächst und die auch die Sporen meist innerhalb des Pflanzengewebes bilden in großen, unbestimmt geformten Massen, nicht an distinkten Fruchtträgern, sondern durch unmittlere Vergliederung oder Abschnürung zahlreich gebildeter Zweige der Pilzfäden. Die pulverförmige Anhäufung der Sporenmassen innerhalb des vom Pilze zerstörten Pflanzenteiles und die durch die Farbe der Sporen bedingte dunkle Färbung des Brandpulvers sind für die durch Ustilagineen erzeugten Krankheiten charakteristische Merkmale, wie wohl hinsichtlich der Färbung der Sporen je nach den verschiedenen Arten dieser Pilze alle Übergänge bis zu fast völliger Farblosigkeit vorkommen.

Arten der  
Brand-  
krankheiten.

Es giebt zahlreiche Arten von Brandpilzen. Jede derselben hat ihre eigenen Nährpflanzen; es giebt daher Brandkrankheiten an zahlreichen Pflanzen, jedoch nur an Phanerogamen. Jeder Brandpilz hat auch seine eigentümliche Lebensweise, besonders insofern, als es jeweils verschiedene Teile der Nährpflanze sind, in denen der Parasit seine

<sup>1)</sup> *Grantheme der Pflanzen*, pag. 341. — *De Bary*, *Beitr. zur Morphol. der Pilze*, I. Frankfurt 1864, pag. 19, Taf. II. Fig. 8—10.

Sporen erzeugt, und die also in Brandpulver umgewandelt werden, so daß mithin jede Brandkrankheit ihre eigentümlichen Symptome hat. Bald sind es die Blüten, und zwar bisweilen nur der Staubbeutel, bald der ganze Blütenstand, bald die Früchte oder nur der Samen, meist der Fruchtknoten, bald die grünen Blätter oder die Stengel, in wenigen Fällen sogar die Wurzeln, in denen der Pilz seine Sporen entwickelt und an deren Stelle also Brandpulver zum Vorschein kommt. Weitere, die einzelnen Brandkrankheiten unterscheidende Symptome liegen in der besonderen Beschaffenheit, die der brandige Pflanzenteil annimmt, ferner in der Farbe, im Geruch und in sonstiger, zumal in mikroskopischer Beschaffenheit des Brandpulvers. Denn jede Ustilaginee ist durch die Beschaffenheit der Sporen charakterisiert; die letztere ist das wichtigste Merkmal zur Bestimmung eines Brandpilzes. Jede Brandkrankheit kann nur durch Sporen der ihr eigentümlichen Ustilaginee, nicht eine Brandkrankheit durch eine andre erzeugt werden.

In Pflanzentheilen, die von einem Brandpilz befallen sind, findet man, <sup>Entwicklung der Brandpilze.</sup> bevor die Teile brandig geworden sind, das Mycelium des Pilzes, und zwar nicht bloß in den Theilen, in denen später die Sporen sich bilden, sondern meist auch in andern Organen, insbesondere oft in den Stengeln, innerhalb deren das Mycelium nach den Orten der Sporenbildung hinwächst. Es stellt feine, farblose, verzweigte und stellenweis mit Scheidewänden versehene Fäden dar, welche meist sowohl zwischen den Zellen, als auch quer durch dieselben hindurch wachsen. Erst in den Zellen, wo der Pilz zur Sporenbildung gelangt, vermehren sich die Myceliumsfäden bedeutend, sie erfüllen hier nicht nur das Innere der Zellen, sondern durchwuchern auch die Membranen derselben (Fig. 17 A) so reichlich, daß sie dieselben bald zerstören und daß ein dichtes Gewirr von Pilzfäden an die Stelle des Zellgewebes tritt. Dabei werden gewöhnlich die Hautgewebe und die etwa schon vorhandenen festeren Teile der Fibrovasalstränge verschont. An allen Fäden dieser Pilzmasse entstehen nun die sporenbildenden Fäden (Fig. 17 B); dies sind zahlreiche, von jenen entspringende kurze Zweige, welche an ihren Enden oder in größerer Ausdehnung anschwellen unter gleichzeitigem gallertartigen Aufquellen ihrer Membran und unter Auftreten eines dichten, glänzenden, Alkalischen Inhaltes. Dadurch bekommen die Enden aller Zweige immer deutlicher eine oder mehrere perlschnurförmig hintereinander liegende, kugelige Anschwellungen. Der Inhalt jedes dieser Glieder umgibt sich nun mit einer neuen Zellmembran und wird dadurch zur jungen, anfangs noch farblosen Spore. In diesem Zustande, der gewöhnlich noch in die jugendliche Entwicklungsperiode der Pflanzentheile fällt, hat die von den Hautgeweben eingeschlossene Pilzmasse eine

farblose, weiche, gallertartige Beschaffenheit. Sie färbt sich nun allmählich dunkel, indem die zahllosen jungen Sporen, aus denen sie jetzt

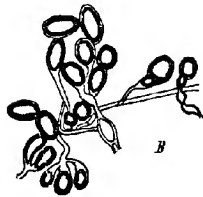
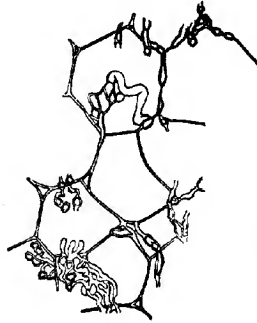


Fig. 17.

**Ustilago Carbo** *Zul.*, in jungen Haferblättern. A Durchschnitt durch ein Stück des Hüllgewebes einer jungen Blüte; die Myceliumfäden zahlreich vorhanden in den Zellmembranen und quer durch dieselben von einer Zellhöhle zum andern wachsend. 500 fach vergrößert. B Sporenbildende Fäden des Pilzes aus demselben Gewebe, von welchem einige vom Pilze durchwucherte Hüllhautstücke zu sehen sind. Die Fäden zu runden oder ovalen, farblosen Gliedern angeschwollen, aus deren Inhalt je eine Spore wird. 500 fach vergrößert.

Keimung der  
Brandpilze.

Die beschriebenen Sporen der Brandpilze sind nach dem jetzigen mykologischen Sprachgebrauche als Schlaupfosporen zu bezeichnen, weil sie unmittelbar aus Gliederzellen des Myceliums hervorgehen und weil

hauptsächlich besteht, sich weiter auszubilden, und die Membranen derselben ihre eigentümliche Farbe annehmen. Gleichzeitig wird die gallertartige Membran der sporenbildenden Fäden durch Verschleimung immer mehr gelodert und aufgelöst, und verschwindet endlich, gleich den übrigen Teilen der Fäden, so daß die Sporen sich isolieren und allein übrig bleiben. Dann ist aus der farblosen, gallertartigen Pilzmasse das dunkle, trockene, feine Pulver geworden, welches anfänglich noch von den Hautgeweben umschlossen ist. Bei vielen Brandkrankheiten zerreißen letztere zeitig, und der Pflanzenteil erscheint dann ganz in Brandpulver zerfallen. Wenige Ustilagineen bilden ihre Sporen äußerlich auf der Oberfläche des Pflanzenteiles; in diesem Falle treten die Fäden über die Epidermis hervor, um auf derselben ähnliche Komplexe sporenbildender Fäden zu bilden (Fig. 23). Dieses sind die allgemeinen Charakterzüge, in denen die verschiedenen Brandpilze hinsichtlich ihrer Entwicklung in der Nährpflanze übereinstimmen; spezielleres ist unten bei den einzelnen Ustilagineen angegeben. Die Sporen sind je nach Arten verschieden, entweder einfache, meist kugelförmige Zellen, oder mehrzellig. An ihrer Membran unterscheiden wir eine äußere dicke, gefärbte Schicht (Eosporium); der Inhalt besteht aus Protoplasma, in welchem oft ein deutlicher Kern sichtbar ist.

sie bei ihrer Keimung besonderen Fruchtträgern den Ursprung geben. Diese Oömykosporen spielen die Rolle von Dauer孢oren, denn sie machen vor ihrer Keimung eine Ruheperiode durch, die oft den auf ihre Erzeugung folgenden Winter umfaßt. Es gelingt zwar wohl, die Brandpilzsporen unmittelbar nachdem sie reif geworden sind, zur Keimung zu bringen; aber meistens dürfte ihre Keimfähigkeit mit vorschreitendem Alter zunehmen. Ich konnte z. B. Sporen von *Tilletia Caries* im Herbst nach ihrer Entstehung nicht zur Keimung bringen, während dies Ende des Winters leicht gelang. Auch ist bekannt, daß die Sporen der Ustilagineen, trocken aufbewahrt, ihre Keimfähigkeit ziemlich lange behalten. Nach Hoffmann<sup>1)</sup> sind diejenigen von *Ustilago Carbo* nach 31 Monaten, die von *U. destruens* nach 3 1/2 Jahren, die von *U. maydis* und *Tilletia caries* nach 2 Jahren noch keimfähig. Liebenberg<sup>2)</sup> fand diejenigen von *Tilletia caries* sogar noch nach 8 1/2 Jahren, die von *Ustilago Carbo* nach 7 1/2 Jahren, die von *U. destruens* nach 5 1/2, und die von *Urocystis oeculta* nach 6 1/2 Jahren noch keimfähig. Jedoch ist immer ihre Keimfähigkeit im ersten Jahre nach der Reife am größten. Die Keimung erfolgt auf jeder feuchten Unterlage, oft schon einen oder wenige Tage nach Eintritt der Keimungsbedingungen. Die Spore treibt einen das Eosporium durchbrechenden farblosen Keimschlauch, in den der Sporenhalt einwandert. Der Keimschlauch entwickelt sich zu einem sogen. Promycelium (Fig. 19, 21, 22): ein ziemlich kurzer, meist einfacher, bisweilen mit mehreren Querswänden versehener Faden, der sich mehr oder weniger vom Substrat erhebt, ziemlich bald sein Längenwachstum einstellt und an seiner Spitze oder Seite Zellen abschnürt, welche ebenso farblos sind wie das Promycelium und den größten Teil des Protoplasma des letzteren aufnehmen. Sie werden Sporidien genannt; die Art ihrer Bildung und ihre Form ist eines der wichtigsten Merkmale, nach welchen die Ustilagineengattungen unterschieden werden. Die Sporidien lösen sich vom Promycelium ab und stellen eine zweite Generation von Keimen dar, denn sie können, auf feuchte Unterlage gelangt, sogleich wieder einen Keimschlauch treiben, der mitunter wieder sekundäre Sporidien abschnürt. In eine lebhafte Vegetation gehen die Sporidien verschiedener Getreide bewohnender Brandpilze über, wenn sie organische Stoffe in ihrem Substrate finden, mit Hilfe deren sie sich dann saprophytisch ernähren, was Brefeld<sup>3)</sup> zuerst beobachtet hat. Es tritt dann nämlich eine immer wiederholte

<sup>1)</sup> Bringsheim's Jahrb. f. wissensch. Botanik II., pag. 267.

<sup>2)</sup> Österr. landw. Wochenblatt 1879, Nr. 43 u. 44.

<sup>3)</sup> Botanische Untersuchungen über Hefepilze, Heft IV. Leipzig 1883.

Sprossung neuer Sporidien an den vorhandenen ein, und zwar in der Form der heseartigen Sprossung. Ich fand, daß hauptsächlich die zuckerartigen Verbindungen es sind, durch welche die Sporidien zu dieser starken Vermehrung durch Sprossung veranlaßt werden. Da nun bei der Keimung der Getreidekörner Zucker gebildet wird und auch zum Teil aus dem Korn nach außen diffundiert, die Sporen der Getreidebrandpilze aber an der Oberfläche der Körner haften und ihre Keime von dort aus in die junge Getreidepflanze eindringen, so ist die Beförderung der Sporidien sprossung durch Zucker ein Mittel, durch welches die Infektion der jungen Pflanze durch den Pilz erleichtert wird.

Infektion der  
Nähspflanzen mit  
den Keimen der  
Brandpilze.

Bereits durch die Untersuchungen, welche Kühn<sup>1)</sup> mit *Tilletia caries*, Hoffmann<sup>2)</sup> mit *Ustilago Carbo* und Wolff<sup>3)</sup> außer mit diesen beiden Brandpilzen mit *Ustilago destruens*, *maydis*, *Urocystis occulta* u. a. angestellt haben, ist festgestellt worden, daß die Keimschläuche der Sporidien, sobald sie sich an der Oberfläche ihrer geeigneten Nähspflanze befinden, in die letztere eindringen, indem sie mit ihrer Spitze durch die Membran der Epidermiszellen sich einbohren und von hier aus in das darunter liegende Gewebe eindringen, wo sie weiter zum Mycelium heranwachsen. Bei diesen getreidebewohnenden Ustilagineen bringen aber die Keimschläuche immer nur in die junge Nähspflanze und nur an einem bestimmten Organe in dieselbe ein: weiter ausgebildeten oder erwachsenen Pflanzen sind die Keime dieser Brandpilze ungefährlich. Bei denjenigen der eben genannten Arten, welche in Blütenteilen ihre Sporen bilden, also bis in diese Teile gelangen müssen, bringen die Keimschläuche am leichtesten am Wurzel-, und ersten Stengelknoten und dem dazwischen liegenden Stengelgliede der Keimpflanzen der betreffenden Getreidearten ein. Von dort aus wächst das Mycelium im jungen Halme nach dem Blütenstande aufwärts. Dieser Weg ist um diese Zeit sehr kurz, denn das Eindringen geschieht in derjenigen Entwicklungsperiode, wo die Getreidepflanze den Halm noch nicht gestreckt hat, der letztere also noch so kurz ist, daß die junge Anlage des Blütenstandes tief zwischen den unteren Blättern sich befindet. Diejenigen Ustilagineen aber, welche in den Blättern ihre Sporen bilden, wie *Urocystis occulta*, lassen, wie Wolff gezeigt hat, ihre Keimschläuche vornehmlich durch das erste Scheidenblatt des jungen Getreidepflänzchens eindringen; dabei gelangt das Mycelium ebenfalls auf dem kürzesten Wege nach dem Orte der Fruktifikation, indem es quer durch

<sup>1)</sup> Krankheiten der Kulturgewächse, Berlin 1859.

<sup>2)</sup> Karsten's bot. Untersuchungen. 1866, pag. 206.

<sup>3)</sup> Botan. Zeitg. 1873. Nr. 42—44.

das Blatt und in die inneren von jenem umhüllten Blätter hinüberwächst. Beim Maisbrand ist dagegen, wie Brefeld<sup>1)</sup> konstatiert hat, die Infektionsperiode über den größten Teil der Entwicklungsperiode der Pflanze ausgedehnt; es können hier noch an der nahezu erwachsenen Pflanze an beliebigen Stellen der Blätter, Blattstiele oder der Blütenstände die Keimschläuche der *Ustilago Maidis* eindringen. Man findet daher hier auch manchmal vereinzelte Infektionsstellen an den genannten Stellen, indem daselbst noch ziemlich spät kleine Geschwulstbildungen sichtbar werden, die hier das charakteristische Krankheits-symptom des Brandes bilden. In Übereinstimmung hiermit steht die Thatsache, daß Infektionsversuche auch im großen gelingen, d. h. daß man den Brand an den Pflanzen erzeugen kann, wenn man die Samen mit keimfähigen Brandpilzsporen gemengt aussät. Solche Versuche hat schon Gleichen<sup>2)</sup> 1781 mit Erfolg angestellt. Gleichen besäte z. B. 3 Parzellen mit Weizenkörnern, und zwar:

1. naß und mit Brandstaub vermengt, und erntete	178 gute, 166 brandige Ähren,
2. " " rein gesät, und erntete	340 " 3 " "
3. trocken und rein gesät, und erntete	300 " 3 " "

Bei einem andern Versuche mit *Ustilago Carbo* bestellte er 4 Parzellen mit Sommerweizen und zwar:

1. naß u. mit Brand vom Weizen vermengt, u. erntete	339 gute, 188 brandige Ähren
2. " " " von der Gerste vermengt, u. erntete	168 " 234 " "
3. " " rein gesät, und erntete	198 " 4 " "
4. trocken und rein gesät, und erntete	102 " 0 " "

Später sind solche Versuche vielfach mit gleichem Erfolg wiederholt worden<sup>3)</sup>. Kühn zählte von Rispenhirse, die mit *Ustilago destruens* infiziert worden war, auf je 100 Pflanzen durchschnittlich 98 brandige. Ich säte auf zwei Parzellen von je 3 qm Größe Weizen, welche mit Brandsporen von *Tilletia caries* vermengt worden und Weizen, welcher nicht infiziert wurde; ersterer brachte 52, letzterer gar keine Brandpflanze. Auf einer gleich großen Fläche wurden von Hirse, welcher mit *Ustilago destruens* vermengt worden war, 60 Brandpflanzen, auf der nicht infizierten Fläche keine geerntet. Auf 2 je 4 qm großen Beeten säte ich Hafer mit *Ustilago Carbo* vom Hafer gemengt und rein; das erstere Beet lieferte 63, das letztere 1 Brandpflanze.

Die Wirkung der Ustilagineen auf ihre Nährpflanzen ist bei jeder Art dieser Parasiten eine bestimmte. Im allgemeinen tritt die krank- Wirkung der Brandpilze auf ihre Nährpflanzen.

<sup>1)</sup> Neue Untersuchungen über Brandpilze. Nachrichten aus dem Klub der Landwirte. Berlin 1888.

<sup>2)</sup> Auserlesene mikroskopische Entdeckungen 10. Nürnberg 1871, pag. 46 ff.

<sup>3)</sup> Vergl. Kühn, Sitzungsber. d. naturf. Gesellsch. Halle 24. Januar 1874.



hafte Veränderung nur an denjenigen Organen der Nährpflanze hervor, in denen der Pilz seine Sporen bildet. Dies ist am auffälligsten da, wo die Sporenbildung auf die Blüten oder Früchte beschränkt ist; hier entwickelt sich die junge Nährpflanze, obwohl sie das Mycelium des Pilzes in ihrem Stengel enthält, in allen Teilen und während der ganzen Periode bis zum Erscheinen der Blüten oder Früchte meist normal und gesund, und erst diese letzteren Teile werden zerstört, indem in ihnen der Pilz zur Bildung der Sporen vorschreitet. Es ist klar, daß dieses gutartige Verhalten des Myceliums im Stengel ein Umstand ist, ohne welchen es dem Pilze nicht gelingen würde, seine Sporenbildung zu erreichen, weil die letztere die ungestörte Funktion des Stengels zur Voraussetzung hat, indem dieser hier anstatt den reisenden Früchten dem Pilze die Nahrung zuführt. Diejenigen Organe, in denen die Sporenbildung erfolgt, werden meistens in der oben besprochenen Weise frühzeitig und ohne vorhergegangene wesentliche Veränderung ihrer Gestalt unmittelbar zerstört. Je nachdem dies den Stengel, die grünen Blätter, den Blütenstand, einzelne Blüten- teile oder die Früchte betrifft, ist die Erscheinung der brandfranken Pflanze eine sehr verschiedene. Manche Brandpilze bewirken aber an Teilen, in denen sie die Sporen bilden, bevor sie dieselben zerstören, eine Hypertrophie (Seite 9): diese Teile werden übermäßig ernährt und vergrößert, bisweilen in kolossalen Dimensionen und unter Miß- bildungen. Gewöhnlich nimmt dann der Pilz mit seinen sporenbilden- den Fäden von dem größten Teile des hypertrophierten Organes Besitz, so daß dieses endlich auch in Brandmasse zerfällt.

Äußere Um-  
stände, welche  
die Entwicklung  
der Brandpilze  
begünstigen.

Hienach liegt die Veranlassung zur Entstehung der Brandfrank- heiten, zumal bei unserm Getreide, darin, daß Keime der betreffenden Ustilagineen in Form von Brandstäubchen, die von brandfranken Pflanzen stammen, zu jungen Pflanzen gelangen. Für die Keimung der Sporen, die Entwicklung des Promyceliums und der Sporidien, sowie für das Eindringen der Keimschläuche in die Nährpflanze ist aber dauernde Feuchtigkeit eine Hauptbedingung. Auf trockener Unterlage und in trockener Luft findet keine Keimung statt, und wenn sie schon begonnen hat, so wird sie durch Eintritt von Trockenheit unterbrochen. Versuche im kleinen zeigen eine überraschend reichliche und süppige Entwicklung der Keimlinge der Sporen in einer mit Wasserdampf geschwängerten Luft. Damit stimmt die Erfahrung überein, daß das Auftreten des Brandes durch anhaltende größere Feuchtigkeit begünstigt wird. Bei nassem Wetter, zumal in der Zeit der ersten Entwicklung der Saat, bei großer Bodenfeuchtigkeit, bei eingeschlossener Lage des Acker, z. B. in Gebirgsgegenden oder in der Nähe von Wäldungen, überhaupt in

allen Lagen, zu denen die Luft nicht ungehinderten Zutritt hat und die daher zu häufiger und anhaltender Tau- und Nebelbildung geneigt sind, kommt der Brand besonders häufig vor. Geognostische und geographische Verhältnisse zeigen keinen Einfluß. Man kennt den Getreidebrand auf allen Bodenarten. Er kommt sowohl in den Auen und in den höheren Strichen des Flachlandes, als in den Gebirgen vor, und in den letzteren geht er mit dem Getreide bis an dessen obere Grenze, wo er wegen der hier herrschenden größeren Feuchtigkeit oft ungemein stark auftritt (besonders *Ustilago Carbo* am Hafer). Der Düngung ist ein Einfluß nur dann und insofern zuzugestehen, als mit derselben ein andauernd größerer Feuchtigkeitsgrad der Bodenoberfläche verbunden sein sollte. Der das Auftreten des Brandes begünstigende Einfluß, den man frischer Mistdüngung zuschreibt, ist teils auf diese Weise zu erklären, teils aber auch aus der Möglichkeit der Anwesenheit entwicklungsfähig gebliebener Sporidienkeime im Dünger, worauf wir unten noch zurückkommen. Irrig aber wäre es zu glauben, daß Brandpilze nur auf kräftig ernährten Pflanzen sich entwickeln können, denn auch auf dürrstigem Boden und selbst an den kleinsten Körnerlingen kann man den Brand beobachten. Aus dem Umstande, daß die Keime der Brandpilze im allgemeinen nur in die junge Getreidepflanze eindringen können, werden wir schließen müssen, daß größere Gelegenheit für die Entwicklung des Brandes gegeben ist, wenn infolge äußerer Faktoren die Pflanzen lange in ihren ersten Entwicklungsstadien zurückgehalten werden, als wenn sie schnell und kräftig sich entwickeln. Unzweifelhaft hat auch die Saatzeit einen Einfluß. Schon Brefeld hatte bei seinen Infektionsversuchen gefunden, daß bei 10° C eine Ansteckung sehr erfolgreich ist, während bei über 15° C. kaum noch Erfolg eintrat. Man darf darin wohl eine Akkomodation der Getreidebrandpilze an die durchschnittlichen Temperaturen des Frühlings und Herbstes, wo die Sommer- und Wintersaaten keimen, erkennen. Dies wird auch durch eine Beobachtung von Sclermann und Swingle<sup>1)</sup> bestätigt, welche an einem versuchsweise erst spät ausgesäten Hafer keinen Brand entstehen sahen und auch alle diejenigen Haferpflanzen, welche aus zahlreichen ausgefallenen Körnern aufgelaufen waren und eine zweite Ernte ergaben, absolut brandfrei fanden, auch wenn die erste, welche den Ausfall geliefert hat, sehr stark brandig gewesen war.

Die Maßregeln zur Verhütung der Brandkrankheiten müssen sich hiernach vor allen Dingen gegen die entwicklungsfähigen Keime

Verhütungs-  
Maßregeln.

<sup>1)</sup> Report of the Experim. Station, Kansas State agricult. college. Manhattan, Kansas. Topeka 1890.

der Brandpilze richten. Aus den angeführten Thatsachen können wir, mit besonderer Beziehung auf das Getreide, den Satz ableiten, daß Brand nur entsteht, wenn mit der aufgetriebenen Saat entwicklungsfähige Keime des betreffenden Brandpilzes in Berührung kommen, und die äußeren Bedingungen der Entwicklung derselben gegeben sind. Es handelt sich also um die Frage, auf welchen verschiedenen Wegen solche Keime in die Kulturen gelangen können.

Verbreitung des  
Brandes durch  
das Saatgut.  
Weizen, Reis, etc.

Nach dem Vorhergehenden ist hinlänglich klar, daß die von brandigen Getreidepflanzen stammenden Sporen nicht etwa schon in derselben Kultur auf die gesunden Pflanzen ansteckend wirken und hier den Brand verbreiten können. Denn zur Zeit, wo auf einem Getreidefelde der erste Brand erscheint, sind alle Pflanzen längst über jene Jugendperiode ihrer Entwicklung hinaus, in welcher allein die Keimschläuche jener Pilze in sie eindringen können; vielmehr hängt die Zahl der brandigen Pflanzen, die auf einem Felde stehen, nur davon ab, wie viel Keimpflänzchen anfangs mit Pilzkeimen infiziert worden sind. Es ist nun klar, daß diejenigen Sporen, welche auf der jungen Saat ihre weitere Entwicklung finden, hauptsächlich mit dem Saatgut eingeschleppt werden, welches von Feldern stammt, auf denen Brand war. Solche Körner sind sicher an ihrer Oberfläche mit Sporen behaftet. Ganz besonders gilt dies von denjenigen Brandpilzen, deren Sporen im Innern der geschlossenen bleibenden Körner enthalten sind, welche mit geerntet und ausgebrochen werden, also vorzüglich vom Steinbrand des Weizens. Aber auch Sporen solcher Mälagineen, deren Brandweise auf dem Felde frei verfliegt, werden unzweifelhaft in Menge an den Oberflächen aller Teile des Getreides, in welchem der Brand vorkam, festgehalten und gelangen so auch mit an die geernteten Körner. Solche Sporen sind aber gerade für ihre künftige Weiterentwicklung in der günstigsten Lage, denn sie werden mit den Körnern trocken aufbewahrt, behalten also ihre Keimkraft bis zur Zeit der Ausaat, und da sie eben mit den Körnern zugleich ausgesät werden, so befinden sie sich in der unmittelbarsten Nähe der keimenden Nährpflanze, in welche ihre Keimschläuche eindringen müssen. Daß die Brandpilzsporen die Keimfähigkeit so lange Zeit behalten, als gewöhnlich bis zur Wiederverwendung der Körner als Saatgut vergeht, ergibt sich aus den oben darüber gemachten Angaben, und es hängt damit eben auch ihr Charakter als Dauersporen zusammen. Um diese Keime unschädlich zu machen, giebt es kein andres Mittel als die Desinfektion des Saatgutes, also die Behandlung desselben mit einer Beize, welche die Keimfähigkeit der Sporen vernichtet, ohne den Getreidekörnern selbst zu schaden. Schon seit längerer Zeit kennt man die günstigen Wirkungen des Beizens,

besonders mit Kupfervitriol. So gaben nach Prévost Getreidekörner, welche mit Brandstaub bestreut und danach mit Kupfervitriol behandelt wurden, nur 1 Brandähre auf 4000 Ähren, dagegen ohne Kupfervitriol 1 Brandähre auf je 3 Ähren, und ohne alle Behandlung mit Brand oder Beize 1 Brandähre auf 150 Ähren. Nach Plathner gab brandiger Weizen von 1000 Körnern:

Durch Schwingen gereinigt:	422 Brandähren.
Mit reinem Wasser gewaschen:	116 .
Mit Kalk gebeizt:	68 .
Mit Kupfervitriol gebeizt:	28—31 .

Auch nach Kühn<sup>1)</sup> ist Kupfervitriol das wirksamste Mittel. Derselbe fand die Sporen des Flugbrandes und des Steinbrandes nach Behandlung mit Alaun-, Schwefelsäure- oder Eisenvitriolbeizen noch keimfähig, während Kupfervitriol schon nach halbstündigem Einbeizen die Keimkraft vernichtet. Er fand ferner, daß für unverletzte, normale Weizenkörner ein 12- bis 16stündiges Einweichen in sehr verdünnte Kupfervitriollösung ohne merkbaren Nachteil auf das Bewurzelungs- und Entwicklungsvermögen bleibt; erst eine erheblich längere Einwirkung schwächt (l. S. 321); besonders sind die mit Maschinen gedroschenen Körner, weil sie öfter kleine Verletzungen haben, empfindlicher. Letzteres ist besonders von Einhart<sup>2)</sup> zahlenmäßig festgestellt worden, welcher fand, daß die Behandlung mit Kupfervitriol den mit Handdruck gewonnenen Körnern am wenigsten schadet: fast ebenso günstig ist das Austreten mit Pferden, während die durch Göpeldruck und noch mehr die durch Maschinenndruck gewonnenen Körner eine bedeutende Verminderung der Keimfähigkeit zeigten. Nach Kühn's Rezept macht man eine 1,5proz. Lösung von Kupfervitriol und läßt diese Flüssigkeit ungefähr eine Hand breit über den Körnern stehen, wirft letztere nach ungefähr 12 Stunden aus, wäscht sie mit Wasser und läßt sie trocknen. Eine wichtige Bedingung dabei aber ist die, daß man die Körner in der Flüssigkeit nochmals kräftig aufrührt, um die kleinen Luftblasen, die sich an denselben erhalten, zu beseitigen. Denn nur dadurch ist eine wirkliche Benetzung der Sporen mit der Kupferlösung, worauf die ganze Wirkung beruht, zu erzielen; die Sporen sind aber wegen der wachsartigen Beschaffenheit ihres Exosporiums schwer benetzbar und haften besonders leicht an den Luftbläschen, welche sich in der Flüssigkeit bilden. Die Nichtberücksichtigung dieses Umstandes könnte leicht den Erfolg der Samenbeize vereiteln. Was an der Oberfläche der Beizflüssigkeit schwimmt, wird abgeschöpft. Genauere Prüfungen

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1873, pag. 502.

<sup>2)</sup> Refer. in Zust, botan. Jahresbericht 1885 II, pag. 510.

über den Einfluß des Weizens mit Kupfervitriol auf das Weizenkorn, welche Sorauer<sup>1)</sup> und Dreisch<sup>2)</sup> vorgenommen haben, zeigten freilich, daß selbst die durch Handdrusch gewonnenen ganz unverletzten Körner doch um einige Prozente Keimungsverlust hatten und auch in der Keimung verlangsamt waren. Nach Graßmann<sup>3)</sup> ergab Weizen, der ungebeizt 98 Prozent Keimlinge lieferte, bei einer Beize von 3 Pfund Vitriol auf 20 Centner 93 Prozent, bei 5 Pfund 62,5 Prozent, bei 6 Pfund 51,25 Prozent, bei 7 Pfund 38,75 Prozent und bei 9 Pfund 16,5 Prozent Keimlinge. Die Kupferbeize ist also praktisch als bewährt anzuerkennen, nur muß bei Abmessung des Saatquantums auf den Ausfall durch die Verminderung der Keimfähigkeit Rücksicht genommen werden. Auch wird die Verminderung der Keimfähigkeit infolge des Weizens nach Dreisch durch nachherige Behandlung mit Kalkmilch abgeschwächt. Kühn<sup>4)</sup> bestätigte dies und empfiehlt daher, um die bei Gerste und Hafer besonders große Empfindlichkeit gegen Kupfervitriol zu vermeiden, zur Bekämpfung des Flugbrandes bei diesen Cerealien nach der Kupferbeize sogleich auf die Körner Kalkmilch (für je 100 kg 110 l Wasser und 6 kg gebrannten Kalk) aufzugießen und unter Durchrühren 5 Minuten einwirken zu lassen. Weil besonders bei Gerste und Hafer eine Beize mit Kupfervitriol ziemlich großen Verlust der Keimfähigkeit zur Folge hat, ist von Kühn<sup>5)</sup> früher eine 12 stündige Beize mit verdünnter Schwefelsäure empfohlen worden. Nach Dreisch wirkt aber 0,75 Proz. Schwefelsäure noch schädlicher als Kupfervitriol auf die Keimfähigkeit des Weizens, doch läßt sich durch nachheriges Abwaschen diese nachteilige Wirkung aufheben. Märcker<sup>6)</sup> fand, daß bei 10 stündiger Einquellung in Kühn'sche Schwefelsäurebeize eine dachsalige Probiteter Gerste nur 1 Prozent, eine feinschalige Chevalier-Gerste 5 Prozent Erniedrigung der Keimfähigkeit bedingte; er empfiehlt also das Mittel zur Bekämpfung des Staubbrandes; man braucht nur die Aussaatmenge etwas stärker zu nehmen. Zoebel<sup>7)</sup> empfiehlt schweflige Säure als Beizmittel, weil die Sporen von *Tilletia caries* schon nach 3—5 Minuten dadurch

<sup>1)</sup> Handb. d. Pflanzenkrankheiten. 2. Aufl. II, pag. 205.

<sup>2)</sup> Untersuchungen über die Einwirkung verdünnter Kupferlösungen auf den Keimprozeß des Weizens. Dresden 1873.

<sup>3)</sup> Landwirtschaft. Jahrb. XV. 1886, pag. 293.

<sup>4)</sup> Mitteilungen des landw. Inst. d. Univerf. Halle, 31. März 1889, und Frühling's Landw. Zeitg. 1889, pag. 260.

<sup>5)</sup> Biedermann's Centralbl. f. Agrikulturchemie 1883, pag. 52.

<sup>6)</sup> Biedermann's Centralbl. f. Agrikulturchemie 1887, pag. 395.

<sup>7)</sup> Dterr. landw. Wochenblatt 1879, Nr. 13.

getötet werden, die Weizenkörner aber frühestens erst nach einer Stunde beschädigt werden sollen. Er rät, die schweflige Säure durch Verbrennen von Schwefelsäben in einem Faße herzustellen und das letztere dann durch das Spundloch zu füllen. Daß Kalk allein schwächer wirkt als Kupfervitriol ist auch später nachmals von Gibelli<sup>1)</sup> konstatiert worden, welcher aus einem mit *Tilletia* infizierten Saatgute ohne Beize 45 Prozent, nach Beizung mit Kupfervitriol 1 Prozent, nach Beizung mit Kalkmilch 7 Prozent kranker Pflanzen erhielt. — Auch durch Abfengen mittelst Feuers hat man vorgeschlagen, die an den Körnern haftenden Sporen zu töten, indem man die Körner durch ein Strohfederfeuer laufen läßt. Dies Verfahren ist aber sehr unsicher; denn Schindler<sup>2)</sup> fand, nachdem er Sporen des Weizensteinbrandes 2 Stunden lang in Temperaturen von 50—100° C. erhielt, erst von 80° C. an den beschädigenden Einfluß in verminderter Keimung; erst über 95° C. erhitzte Sporen waren sicher tot. Von Jensen<sup>3)</sup> ist ein Heißwasserverfahren empfohlen worden; er fand nämlich, daß, während ein trocknes Erhitzen des Saatgutes des Hafers bis auf 54° C. 7 Stunden lang den Brand nicht verminderte, eine vollständige Befreiung vom Brande ohne jede Spur einer Schädigung der Ernte durch ein 5 Minuten langes Eintauchen in Wasser von 53—56° C. erzielt wurde. Bei Gerste fand Jensen die gewöhnlichen Beizmittel sonst ganz erfolglos, auch 5 Minuten langes Eintauchen in Wasser wirkte nicht, wohl aber ein 5 stündiges Erwärmen des Saatgutes in feuchter Erde bei 52° C., wodurch die Gerste ohne Beeinträchtigung der Keimfähigkeit total brandfrei geworden sein soll. Endlich fand er beim Weizen, daß durch ein 5 Minuten dauerndes Eintauchen des Saatgutes in Wasser von 52—60° C. die Keimfähigkeit nicht merkbar beeinträchtigt, aber die Sporen des Weizensteinbrandes vollständig getötet wurden. Auch Kellermann und Swingle<sup>4)</sup>, welche 51 verschiedene Behandlungsmethoden geprüft haben, nennen unter den bewährtesten Methoden das Jensen'sche Heißwasserverfahren bei einer 15 Minuten dauernden Einwirkung; als ebenfalls günstig geben sie an  $\frac{1}{2}$  proz. Kupfervitriollösung bei 24 stündiger Einwirkung oder 8 proz. Kupfervitriollösung bei 24 stündiger Einwirkung mit nach-

<sup>1)</sup> Cit. in Biedermann's Centralbl. 1879, pag. 190.

<sup>2)</sup> Forschungen auf d. Gebiete d. Agrifulturphysik 1880 III, Heft 3.

<sup>3)</sup> Journ. of the R. Agric. Soc. of England XXIV. Part. II. und Mitt. beim Nord. Landw. Kongress zu Kopenhagen 1888; cit. im Centralbl. f. Agrifulturchemie 1889, pag. 50.

<sup>4)</sup> Experiment Station, Kansas State agricult. college. Manhattan, Kansas 1890.

folgender Kalkung, oder aber 4 Proz. Bordeaux-Mischung bei 36 stündiger Wirksamkeit. Grifsson<sup>1)</sup> prüfte das Jensen'sche Verfahren auf Parzellen von 4 qm und fand, daß dadurch der Krankheitsprozentsatz bei Triumphhafer von 23,3 auf 11,1 und von 48 auf 5,4, bei chinesischem Hafer von 42,6 auf 0,9 und von 75,2 auf 5 Prozent herabgebrückt wurde. Das von Jensen vorgeschlagene Verfahren, die Körner in einen Kasten oder wie andre vorschlugen, in einen Sack zu schütten, welcher dann in Wasser von 52 $\frac{1}{2}$ ° C. eingetaucht werden soll, dürfte wohl kaum mit Sicherheit die Erwärmung der Körner auf die gewünschte Temperatur erwarten lassen, dagegen ist anderseits bei der Schwierigkeit, in der Praxis die richtige Temperatur herzustellen, eine Verbrühung der Samen gar leicht zu befürchten. Kühn (l. c.) hat für den Gerstenbrand bestätigt, daß eine Erwärmung auf 52 $\frac{1}{2}$ ° C. die Sporen fast alle tötet; allein selbst bei 5 Minuten langer Erwärmung fanden sich noch vereinzelte keimfähige Sporen. Nach alledem dürfte also doch die Kupfermittel allen übrigen Verfahren vorzuziehen sein. Vielleicht könnte aber die Kupfervitriol-Kalkbrühe (Bordeaux-Mischung) auch hier an die Stelle des reinen Vitriols treten; man würde dann wahrscheinlich die ägenden Wirkungen auf den Keimling, welche die Anwendbarkeit des Kupfervitriols besonders bei Hafer und Gerste verbieten, umgehen können.

Verklebung  
durch Stroh von  
brandigen  
Feldern

Auch an dem Stroh, welches von brandigen Getreidefeldern stammt, haftet eine Menge von Sporen. Wenn diese mit jenem in den Stalldünger kommen, so müssen sie hier wegen der Feuchtigkeit und der organischen Nährstoffe, die ihnen geboten sind, keimen und in die oben erwähnte, längere Zeit anhaltende hefeartige Sporidien-Sprossung übergehen und somit entwicklungsfähig sich erhalten. Wenn das Stroh also bald wieder mit dem Dünger auf den Acker zurückkehrt, so ist die Möglichkeit nicht ausgeschlossen, daß noch lebende Pilzkeime dorthin gebracht werden. Es ist also ratsam, Stroh von stark brandigen Feldern nicht in den Dünger zu bringen.

Brandsporen im  
tierischen Dung.

Auch diejenigen Sporen von Brandpilzen, welche an dem Stroh haften, das von Tieren gefressen wird, verlieren bei der Durchwanderung durch den tierischen Verdauungskanal ihre Keimfähigkeit nicht; sie erscheinen in den Excrementen unverfehrt und keimungsfähig wieder. Da es scheint sogar, als wenn ihre Entwicklungsfähigkeit dadurch begünstigt werde, was man aus folgendem Versuche von Morini<sup>2)</sup> schließen dürfte. Derselbe verfütterte an eine Kuh Kleie, die mit Sporen des

<sup>1)</sup> Mitteil. d. Experimentalfeld d. kgl. Landw.-Akademie 11. Stockholm 1890.

<sup>2)</sup> Cit. im Botan. Centralbl. XXI. 1885, pag. 367.

Maisbrand vermengt war. Mit den Excrementen, in denen keimende Sporen nachzuweisen waren, düngte er zu Mais und erhielt lauter brandige Pflanzen. Von 30 andern Maiskörnern, welche er mit Gummilösung befeuchtete und mit Brandsporen bedeckte, erhielt er dagegen nur 4 brandige Pflanzen.

Eine ungeheure Menge von Sporen gelangt von dem noch auf dem Halme stehenden Getreide oder bei der Ernte sogleich in den Ackerboden. Es ist zu erwarten, daß viele dieser Sporen ohne zu keimen jahrelang im Boden keimfähig verbleiben können, da wir wissen, wie lange dieselben ihre Keimfähigkeit behalten können. Und selbst die wirklich keimenden dürften durch ihre hefeartigen Sporidien sprossungen sich lange Zeit lebend erhalten. Beim Steinbrande des Weizens ist die Sporenmasse sogar in geschlossenen Körnern enthalten, welche bei der Ernte ausfallen und unverletzt längere Zeit auf dem Boden liegen müssen, bis ihre Schale soweit verwest ist, daß die Sporen in Freiheit gesetzt werden und keimen können. Man findet auf den Stoppelfeldern noch spät im Jahre von der Ernte zurückgebliebene wohl erhaltene Brandkörner. Um also die Infektion des Ackerbodens mit Brandpilzsporen zu verhüten, ist es angezeigt, soviel als möglich die brandigen Getreidepflanzen, sobald sie auf dem Acker erkennbar sind, auszuräumen.

Endlich können bei denjenigen Ustilagineen, welche auch noch auf andern Nährspecies vorkommen, auch die letzteren zu einer Infektionsquelle werden. Der Staubbbrand, welcher verschiedene Getreidearten befällt, entwickelt sich auch auf einigen wildwachsenden Gräsern, wie *Arrhenatherum elatius*, *Avena flavescens*, *pubescens* etc. oft reichlich; und von diesen können keimfähige Sporen auf junge Getreidepflanzen verweht werden.

Diese außer dem Saatgute noch vorhandenen Quellen von Pilzkeimen erklären mit die bisweilen aufgetauchten Klagen von Landwirten, daß trotz Weizens dennoch Brand sich gezeigt habe.

Der Brand war als Krankheit des Getreides schon im Altertume bekannt und hieß bei den römischen Schriftstellern *uredo* (von *urere* brennen), offenbar wegen seiner schwarzen Farbe. Die Meinung, welche die Ursache des Brandes in ungünstigen Witterungs- und Bodenverhältnissen sucht, finden wir schon bei Plinius und Theophrast ausgesprochen, und sie bestand bis in unser Jahrhundert. Man hielt das schwarze Brandpulver für eine krankhafte Bildung der Pflanze selbst, ähnlich wie die pathologische Gewebebildung beim tierischen Brande. Persoon hat zuerst in seiner *Synopsis fungorum* 1801 diese Gebilde unter die Pilze aufgenommen. Später hielten nur wenige Botaniker, wie Turpin und Schleiden, an der alten Ansicht, daß der Brand eine pathologisch veränderte Zellbildung der Pflanze sei, fest. Aber trotzdem betrachtete man diese Pilze vielfach als Produkte krankhafter Zustände der Pflanze und glaubte an eine Urzeugung derselben in der

Schichtat ausgefallener Brandsporen im Ackerboden.

Andere Nährpflanzen als Träger und Verbreiter des Brandes.

Geschichtliches.





Fig. 18.

Der Flugbrand (*Ustilago Carbo*) in den Rispen des Getreides und in den Ähren der Gerste; *b* die brandigen, *g* die gesunden Ähren.

letzteren. Dieser Ansicht huldigte besonders Langer und selbst Meyen<sup>1)</sup>, trotzdem daß dieser 1837 die Pilzfäden in den erkrankenden jungen Organen entdeckte und die Entstehung der Sporen an diesen erkannt hatte. Daß die Sporen der Brandpilze keimen können, hat schon Prévost<sup>2)</sup> 1807 entdeckt, und Tulassne<sup>3)</sup> hat es 1854 allgemeiner nachgewiesen. Infektionsversuche, bei denen das Eindringen der Keimlinge der Sporen in die Nährpflanze direkt verfolgt wurde, stellte zuerst Kühn<sup>4)</sup> 1858 mit *Tilletia caries*, dann Goffmann (l. c.) 1866 mit *Ustilago Carbo* und Wolff (l. c.) 1873 mit einer größeren Anzahl von Brandpilzen an. Über die Entwicklung und die Biologie der Ustilagineen verdanken wir Tulassne (l. c.), de

<sup>1)</sup> Pflanzenpathologie, pag. 103, 122, u. Biegmann's Archiv 1837.

<sup>2)</sup> Mém. sur la cause imméd. de la carie. Montauban 1807.

<sup>3)</sup> Ann. des sc. nat. 1854.

<sup>4)</sup> Krankheiten der Kulturgewächse. Berlin 1859.

Barth<sup>1)</sup> Fischer von Waldheim<sup>2)</sup> und Brefeld (l. c.) die meisten Kenntnisse.

Wir stellen im folgenden die wichtigsten Ustilagineen zusammen, geordnet nach Gattungen, mit besonderer Berücksichtigung der auf Kulturpflanzen vorkommenden.

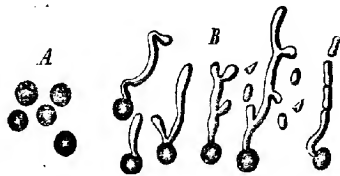
### I. Ustilago Link.

Die Sporen sind einzellig, annähernd kugelförmig oder abgeplattet, zu einem losen Pulver gehäuft. Das Promycelium bekommt Scheidewände und zerfällt in Glieder, welche die Sporidien darstellen; häufiger bildet es an der Seite kurze Zweiglein, welche sich als Sporidien abschneiden (Fig. 19).

Ustilago.

#### 1. Auf Gramineen.

1. Der Staubbrand, Flugbrand, Ragelbrand, Rußbrand oder Ruß, *Ustilago Carbo Tul.* (in älteren Schriften *Uredo segetum Pers.*, *Uredo carbo DC.*, *Ustilago segetum Dim.*, *Caeoma segetum Link.*), der häufigste Brand am Getreide, an der Gerste und an Weizen (nicht am Roggen), und zwar auf allen als Getreide gebauten Arten dieser



Staubbrand auf Getreide, Gerste, Weizen etc.

Fig. 19.

Sporen des Staubbrand (*Ustilago Carbo Tul.*), 400fach vergrößert. A mehrere ungekeimte Sporen. B Sporen gekeimt, mit Promycelium, welches zum Teil in Sporidien (s) zerfällt oder solche an der Seite abschneuert.

Gattungen, ferner auf vielen Wiesengräsern, am häufigsten auf dem französischen Raigras (*Arrhenatherum elatius*), auch auf *Avena pubescens*, *flavescens* etc. sowie auf *Festuca elatior*. Er bildet ein schwarzes, geruchloses Pulver in den Ähren und Rispen, deren Ährchen meist vollständig vernichtet werden, so daß das Brandpulver sehr rasch zum Vorschein kommt und der Blütenstand schon bei seinem Erscheinen schwarz aussieht. Die brandigen Ährchen sind anfangs nur von den allein unzerstört bleibenden dünnen, grauen Häuten der Spelzen umschlossen, die aber bald zerreißen, worauf das Ganze, höchstens mit Ausnahme der härteren Teile der Spelzen und der Grammen, in schwarzen Staub zerfällt. Letzterer wird in kurzer Zeit durch Wind und Regen fortgetrieben, und es bleibt die kahle Spindel des Blütenstandes auf dem Halme zurück. Meistens werden alle Ährchen des Blütenstandes durch den Brand zerstört. Bisweilen sind nur die untern Teile der Spelzen durch den Brand ergriffen, oder die untern Ährchen der Ähre oder der Rispe sind brandig, und die oberen bringen gute Körner. Hat die

<sup>1)</sup> Untersuchungen über die Brandpilze. Berlin 1853.

<sup>2)</sup> Beiträge zur Biologie und Entwick. d. Ustilagineen. Brunsheim's Jahrb. für wiss. Bot. VII. — Aperçu systématique des Ustilaginées. Paris 1877. — Les Ustilaginées et leurs plantes nouricières. Ann. des sc. nat. 6. sér. T. IV, pag. 190 ff.

Pflanze mehrere Halme, so trägt in der Regel jeder eine brandige Ähre, doch kommt es mitunter vor, daß an solchen ein oder einige Halme gute Ähren bringen. Solche partielle Erkrankungen erklären sich daraus, daß die gesund gebliebenen Teile, bevor der Parasit sich in sie verbreitete, bereits denjenigen Alterszustand erreicht hatten, in welchem der Pilz nicht mehr die geeigneten Bedingungen für seine Ernährung findet. Die Sporen sind kugelförmig, braun, mit glattem Erythrium, 0,005 bis 0,008 mm im Durchmesser. Dieser Brand ist zwar sehr schädlich, aber nur insofern, als er einen nach seiner Häufigkeit sich richtenden Ausfall in der Körnermenge bedingt, der allerdings auf manchen Feldern ein großer ist, aber er verunreinigt Körner und Mehl nicht, weil die Brandmasse zur Zeit der Ernte größtenteils von den Halmen abgelöst ist.

Den auf der Gerste vorkommenden Flugbrand hält Brefeld (l. c.) für eine eigene Species, weil die Sporidien nur schwer Sprossungen treiben bei künstlicher Kultur, und nennt ihn *Ustilago Hordei Bref.* Neuerdings wollen Kellermann und Zwingle<sup>1)</sup> sogar die auf Gerste, Hafer und Weizen vorkommenden Pilze als drei verschiedene Arten betrachtet wissen. Kötterup<sup>2)</sup> unterscheidet sogar fünf verschiedene Arten, nämlich außer *Ustilago Hordei Bref.* noch: *Ustilago Jensenii Kostr.* in Dänemark auf *Hordeum distichum*, *Ustilago Avenae Kostr.* auf Hafer, *Ustilago perennans Kostr.* auf *Avena elatior* und *Ustilago Tritici Kostr.* auf Weizen. Bei der sonstigen Übereinstimmung könnte es sich aber hier wohl eher um Varietäten des Flugbrandes handeln. Ubrigens hat auch Kühn<sup>3)</sup> Sporidien sprossungen am Gerstenbrande eintreten sehen, nachdem die Sporen vorher einige Minuten auf etwa 52° C. erwärmt worden waren. Ich habe auf einer 4 qm großen Fläche von Hafer, der mit Sporen von Hafer-*Ustilago* gemengt war, 63 Brandpflanzen und auf einer Fläche von 3 qm von Gerste, die mit Sporen von Hafer-*Ustilago* gemengt war, 14 Brandpflanzen geerntet. Dies scheint zu bedeuten, daß derselbe Pilz auf beide Getreidearten, viel leichter aber auf dieselbe Art, von welcher er stammt, übergeht.

Hirsebrand.

2. Der Hirsebrand, *Ustilago destruens Schlecht.* (*Ustilago Paniculi miliacei Pers.*), bildet ein schwarzes Pulver in der eingeschlossenen bleibenden Hülse der Hirse (*Panicum miliaceum*), welche dadurch meist ganz zerstört wird und als rundliche-schwarze Masse aus der obersten Hüllscheide hervortritt. Die rundlich-eiförmigen Sporen sind 0,008—0,012 mm im Durchmesser, braun und durch das undeutlich nefförmig gezeichnete Erythrium von dem vorigen Pilz unterschieden. Die Krankheit ist in manchen Jahren in den Hirsefeldern häufig und schädlich.

Maisbrand.

3. Der Maisbrand oder Heulenbrand, *Ustilago maydis L.*, an der Maispflanze, und zwar in den Zeilentrieben, auf welchen sich die Kolben entwickeln; dieselben wachsen dadurch zu einer unförmigen Heule aus, welche mitunter die Größe eines Kindertopfes erreicht, aus dem verunstalteten Kolben und den umhüllenden Scheiden besteht und später ganz

<sup>1)</sup> Report of the Experiment Station, Kansas State agric. college. Manhattan, Kansas. For the year 1889. Topeka 1890, pag. 147.

<sup>2)</sup> Oversigt over d. k. Danske Vidensk. Selsk. Forhandl. Kopenhagen 1890.

<sup>3)</sup> Mitteilungen d. landw. Inst. d. Univ. Halle, 31. März 1889.

oder größtenteils in ein schwarzes Brandpulver zerfällt, dessen Sporen kugelig, 0,009 bis 0,011 mm im Durchmesser und mit braunem, feinstacheligem Eriopodium versehen sind. Bisweilen sind auch an den Blattscheiden kleinere Brandbeulen vorhanden; auch die männlichen Blütenstände können befallen werden. Die Krankheit hat oft Vereitelung der Körnerbildung zur Folge und ist daher sehr schädlich, besonders in den eigentlich maisbauenden Ländern, wo dieser Brand nicht selten ist. Derselbe kommt auch in ganz Deutschland auf dem Mais vor.

4. *Ustilago Fischeri* Passer, ist auf Mais in der Umgegend von Parma von Passerini<sup>1)</sup> gefunden worden, wo er auf einigen Feldern die Hälfte der Ernte verdarb. Er bildet die Sporen in der Spindel der weiblichen Kolben und behindert die Ausbildung der meisten Körner, die entweder gar nicht entwickelt werden oder sehr klein bleiben und dann auch mit Brandstaub erfüllt sind; doch können zugleich auch gesunde Körner auf einem solchen Kolben sich bilden. Die Sporen sind 0,004–0,006 mm, kugelig, mit fein punktiert rauhem Eriopodium. Auf Mais.

5. *Ustilago Reiliana* Kühn<sup>2)</sup>, kommt auf *Sorghum vulgare* vor, besonders bei Sairo (wo die Krankheit „Homari“ genannt wird), auch in Italien, sowie auf den männlichen Rispen des Mais; auch hat Kühn den Pilz durch Ausaatinfektion auf *Sorghum saccharatum* übertragen. Er zerstört die ganze Rispe dieser Gräser, indem er sie in eine große Brandblase verwandelt. Die Sporen sind kugelig, 0,009–0,014 mm, äußerst feinstachelig. Auf Sorgho.

6. Der Sorghum-Brand, *Ustilago Tulasnei* Kühn (Tilletia *Sorghi* Zw.) auf der Moorhirse (*Sorghum vulgare*) und auf *Sorghum saccharatum* in Ägypten, Abyssinien, Griechenland, Italien und Südfrankreich nicht selten, bildet meist nur in den Fruchtstoten, seltener auch in den Stängelgefäßen ein schwarzes Pulver bei sonst unveränderter Rispe. Die Sporen sind kugelig, 0,005–0,0095 mm, glatt. Auf Sorgho.

7. *Ustilago cruenta* Kühn, auf *Sorghum saccharatum*, an den Rispenästen, bisweilen auch an den Spelzen und inneren Blütenreihen, kleine braunrote Erhabenheiten bildend, die mit rötlich-schwarzem Brandstaub erfüllt sind, von Kühn (l. c.) bei Schwusen in Schlesien und bei Halle gefunden. Auf *Sorghum saccharatum*.

8. *Ustilago Sacchari* Rabenh., in den Stengeln von *Saccharum* Erianthus in Italien. Sporen 0,008–0,018 mm, glatt. Auf *Saccharum*.

9. *Ustilago Digitaliae* Rabenh. (*Ustilago pallida* Ktze.), welche in ähnlicher Weise wie der Hirsebrand die junge Rispe und das oberste Halmglied des Blütfennichs (*Panicum sanguinale*) mehr oder weniger vollständig zerstört und von Rabenhorst<sup>3)</sup> schon 1847 in Italien entdeckt wurde, mit 0,006–0,009 mm großen glatten Sporen, bei denen das Protoplasma gerade ist und sich nahe der Spore abgliedert wie ein einziges Sporidium. Auf *Panicum sanguinale*.

10. *Ustilago Rabenhorstiana* Kühn, welche erst 1876 von Kühn<sup>4)</sup> bei Halle in Kulturen des Blütfennichs, dessen Samen aus

<sup>1)</sup> Citirt in Just, Bot. Jahresbericht für 1877, pag. 123.

<sup>2)</sup> Die Brandformen der Sorghum-Arten. Mitteilgn. d. Ver. f. Erdkunde 1877, pag. 81–87.

<sup>3)</sup> Flora 1850, pag. 625.

<sup>4)</sup> Hedwigia 1876, pag. 4, und Frühlings landw. Zeitg. 1876, pag. 35.

- der Oberlausitz stammte, beobachtet worden ist. Der Pilz zerstört die Rippe ebenso wie der vorige. Die Sporen sind 0,0085—0,012 mm groß, mit körnig. rauhem Eriopodium; sie entwickeln ein gebogenes, nicht sich abgliederndes Promycelium. Für die Selbständigkeit dieser Form scheint der Umstand zu sprechen, daß Kühn bei Aussaatinfektionen den Pilz überaus leicht auf den Winterkorn übertragen konnte, aber nicht auf Sorghum-Arten, und ebenso wenig *Ustilago destruens* auf *Panicum sanguinale*. — *Ustilago Setariae Rabenh.* auf *Setaria glauca* ist vielleicht damit identisch.
11. *Ustilago Crameri Kike* ist auf der Kolbenhirse (*Setaria italica*) und auf *Setaria viridis* von Körnicke<sup>1)</sup> bei Bärzch gefunden und dann durch Aussaatinfektion kultiviert worden. Der Pilz bildet bei äußerlich unveränderter Rippe das schwarze Sporenpulver nur im Innern der Fruchtknoten; letztere bleiben von ihrer zarten Haut, mit welcher die Spelzen verwachsen sind, geschlossen; dieselbe zerfällt aber später oft. Die Sporen sind kugelig oder länglich, 0,007—0,009 mm im Durchmesser und glatt.
12. *Ustilago neglecta Niessl* (*Ustilago Panici glaucae Waltr.*), welche in derselben Weise, wie die vorige Art auf *Setaria glauca, viridis, verticillata* auftritt, hat längliche oder eiförmige, 0,009—0,013 mm lange Sporen mit fein flächeligem Eriopodium.
13. *Ustilago trichophora Aze.*, auf *Panicum colonum*.
14. *Ustilago Penniseti Kike.*, auf *Pennisetum vulpinum*, von Körnicke<sup>2)</sup> beobachtet.
15. *Ustilago Ischaemi Fockel* zerstört den ganzen Blütenstand von *Andropogon Ischaemum*. Sporen 0,007—0,010 mm, glatt.
16. *Ustilago bromivora F. de Wldk.* bildet ein schwarzes Pulver in den zerstörten Blüten bei unveränderten Spelzen und Rippen von *Bromus secalinus, mollis, macrostachys* etc. Sporen 0,006—0,011 mm groß, fein warzig oder fast glatt.
17. Der Rohrschilfbrand *Ustilago grandis Fr.* (*Ustilago typhoides F. de Wldk.*) bildet ein schwarzes Sporenpulver in den Halmgliedern des Schilfrohrs (*Phragmites communis*), welche dadurch sich verdicken, so daß sie fast wie ein Rohrsolben aussehen; von der Oberhaut des Halmes lange bedeckt bleiben, graubräunlich aussehen und später aufspringen. Die Sporen sind kugelig, 0,007—0,010 mm, mit glattem Eriopodium. Der Pilz ist dem Rohr schädlich, indem die Halme dadurch unbrauchbar werden, da sie keine Rippe bringen, kurz bleiben und verderben, so daß schon im Juni der Unterschied an gesunden und kranken hervortritt. In Mecklenburg befiel die Krankheit 1888<sup>1)</sup> Morgen Rohr, im nächstfolgenden Jahre schon 2<sup>1)</sup> Morgen auf derselben Fläche, jedoch nur die im Wasser wachsenden Halme, nicht die auf dem Ufer stehenden.
18. *Ustilago hypodytes Fr.*, sehr ausgezeichnet durch die Bildung der Sporenmasse auf der Oberfläche der Halmglieder, die dadurch ringum mit schwarzer Brandmasse bedeckt erscheinen, desgleichen auf der Innenfläche der Blattscheiden, wodurch der Halm in seiner Entwicklung gehemmt wird; an verschiedenen Gräsern, besonders *Triticum repens, Elymus arenarius, Bromus erectus, Calamagrostis Epigeios, Stipa pennata* und

<sup>1)</sup> Fockel, *Symbolae mycologicae*, 2. Nachtrag, pag. 11.

<sup>2)</sup> Vergl. Körnicke, *Hebwigia* 1877, pag. 34 ff.

7. Kapitel: Brandpilze (Ustilagineen) als Ursache der Brandkrankheiten 113

*capitata*, *Psamma arenaria*. Die Sporen sind 0,003—0,006 mm im Durchmesser, glatt.

19. *Ustilago longissima* Lév., in den Blättern des Süßgrases *Glyceria*. (*Glyceria spectabilis*, *fluitans*, *plicata*, *aquatica* und *nemoralis*) in langen parallelen Streifen, welche mit dem olivenbraunen Brandpulver erfüllt sind und bald aufplatzen, wodurch die Blätter zerschligt werden und absterben, und der Halm endlich verkümmert ohne zu blühen. Die kugelförmigen Sporen haben 0,0025—0,0035 mm im Durchmesser und ein glattes, sehr blaß olivenbraunes Großporium.

20. *Ustilago echinata* Schrot., auf *Phalaris arundinacea*, ebenso wie die vorige Art in den Blättern. Die Sporen sind 0,012—0,015 mm im Durchmesser, das Großporium ist dicht stachelig, ziemlich dunkelbraun.

21. *Ustilago virens* Cooke, in den Ähren von *Oryza sativa* in Indien.

22. *Ustilago Kolaczekii* Kühn, in Fruchtnoten von *Setaria geniculata*; Sporen 0,008—0,011 mm, glatt.

23. *Ustilago lineata* Cooke, in den Blättern von *Zizania* in Amerika.

24. *Ustilago grammica* Berk. et Br., in den Stengeln von *Aira* und *Glyceria aquatica* in England.

25. *Ustilago Notarisii* F. de Wldk., in den Blättern eines *Arrhenatherum* in Italien.

26. *Ustilago Passerinii* F. de Wldk., im Blütenstand von *Aegilops ovata* in Italien.

II. Auf Cyperaceen.

27. *Ustilago urceolorum* Tul. (*Uredo Caricis Pers.*) *Ustilago Montagnei* Tul., auf zahlreichen Arten von *Carex*, wie *C. pilulifera*, *humilis*, *montana*, *hirta*, *brizoides*, *stellulata*, *muricata*, *vulgaris*, *rigida* etc., ferner auf *Rhynchospora*-Arten und auf *Scirpus caespitosus*, deren Früchte durch den Pilz verdorben werden, indem die Sporen sich auf der Oberfläche des Fruchtnotens bilden, der dann als ein verdickter, runder, schwarzer Körper hervorbricht. Die Sporen sind rundlichefig, 0,012—0,024 mm im Durchmesser, mit dunkelbraunem, körnig-rauhem Großporium.

28. *Ustilago olivacea* Tul., in den Fruchtnoten von *Carex arenaria*, *acuta*, *ampullacea*, *vesicaria*, *riparia* und *filiformis* ein olivenbraunes, in langen Büden aus dem Utrifulus herausabhängendes Pulver bildend, mit hell olivenfarbigem, oft gestreckten, 0,006—0,016 mm langen, fein höckerigen Sporen.

29. *Ustilago subinclusa* Kuhn. Sporenmassen innerhalb des Fruchtnotens von *Carex acuta*, *ampullacea*, *vesicaria*, *riparia*, vom Utrifulus umhüllt und aus oft eiförmigen, dunkelolivenbraunen, grob höckerigen Sporen bestehend.

III. Auf Juncaceen.

30. *Ustilago Luzulae* Sacc., im kuglig angeschwollenen Fruchtnoten von *Luzula pilosa* und *spadicea*, wobei die Pflanzen oft kleiner bleiben als die gesunden. Sporen unregelmäßig rundlich, mit dunkelbraunem körnigen Großporium, 0,019—0,026 mm groß.

Brant, Die Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. 411.

- Auf *Luzula*. 31. Eine unbekannte Brandart ist von Buchenau<sup>1)</sup> in den Blütenachsen von *Luzula flavescens* und *A. Forsteri* gefunden worden, wo der Pilz eine Umbildung der Blüten in Form einer Blolparie zur Folge hat: jede Einzelblüte ist in einen dichten Büschel grüner, langzugespitzter Hochblätter verwandelt, deren einige wieder in ihrer Achsel einen ganz kleinen Sproß tragen. Die Hauptachse des Triebes ist in eine schwarze, eiförmige, dicht von Brandpulver erfüllte Masse umgewandelt, und auch die Achen der oberen Blätter sind davon eingehüllt.

## IV. Auf Ullaceen.

- Auf *Gagea*, *Scilla*,  
Muscari. 32. *Ustilago Vaillantii Tul.*, bildet ein olivenbraunes Pulver in den Staubbeuteln der Blüten von *Gagea lutea*, *Scilla bifolia* und *maritima* und *Muscari comosum*. Die Sporen sind, 0,007–0,012 mm im Durchmesser, mit papillösem Eriopodium.
- Auf *Gagea*. 33. *Ustilago Ornithogali Kühn* (*Ustilago umbrina Schröt.*), in den Blättern der meisten *Gagea*-Arten, in denen die Sporen ein dunkel olivenbraunes Pulver in aufbrechenden länglichrunden Pusteln bilden. Die Sporen sind eiförmig bis kugelig, abgeplattet, 0,010–0,018 mm lang, mit glattem, hellbraunem Eriopodium.
- Auf *Tulipa*. 34. *Ustilago Heufleri Fackel*, tritt in ähnlicher Weise wie der vorige Pilz in den Blättern von *Tulipa sylvestris* auf.

## V. Auf Aroideen.

- Auf *Aran.* 35. *Ustilago plumbea Rostr.*, in Blättern von *Aran maculatum* in Dänemark.

## VI. Auf Palmen.

- Auf Dattelpalmen. 36. *Ustilago Phoenicis Cordr.*, auf der Dattelpalme, bildet ein schwarzviolettcs Pulver in den Datteln, deren um den Kern liegende Fleischsubstanz dadurch zerstört wird. Die Sporen sind ungefähr kugelig, 0,004 bis 0,005 mm im Durchmesser, mit glattem, grauviolcttem Eriopodium.

## VII. Auf Artocarpaccen.

- Auf Feigen. 37. *Ustilago Ficuum Kchdt.*, zerstört das Fruchtfleisch der Feigen, so daß nur die äußere derbe Schicht übrig bleibt und das Innere in schwarzviolettcm Staub verwandelt wird.

## VIII. Auf Polygonaccen.

- Auf *Polygonum*. 38. *Ustilago utriculosa Tul.*, in den Blüten von *Polygonum Hydropiper*, *lapathifolium*, *Persicaria*, minus und *avienlare*. Das Inoculium findet sich außerhalb der Blüten nirgend; der Fruchtknoten wird mit Ausnahme der Epidermis zerstört und zerfällt in violettbraunes Pulver. Die Sporen sind 0,009–0,012 mm im Durchmesser, das Eriopodium ist neßförmig gezeichnet, hellviolett.
- Auf *Polygonum Convolvulus* und *dumetorum*. 39. *Ustilago anomala J. Kunze*, zerstört die inneren Blütenteile von *Polygonum Convolvulus* und *dumetorum*, Sporen denen der vorigen Art ähnlich, aber blaß braun.
- Auf *Polygonum Bistorta* und *viviparum*. 40. *Ustilago Bistortarum Schröt.* (*Tilletia bullata Fackel*), bildet in den Blättern von *Polygonum Bistorta* und *viviparum* große, linsenförmige

<sup>1)</sup> Abhandl. d. naturwiss. Ver. zu Bremen 1870 II., pag. 389.

## 7. Kapitel: Brandpilze (Ustilagineen) als Ursache der Brandkrankheiten 115

durch Brandpuloer schwarze Buckel. Die Sporen sind kugelig, 0,015 bis 0,016 mm im Durchmesser, mit flacheligem Erioporiun.

41. *Ustilago marginalis* Lév., erzeugt Blüthe in dem ungerollten Blatt-  
rande von Polygonum Bistorta. Sporen 0,010—0,013 mm. Auf Polygonum Bistorta.

42. *Ustilago vinosa* Tul., in den innern Blüthenteilen von Oxyria  
digyna ein violettes Pulver bildend; Sporen 0,007—0,010 mm, sehr blaß  
violett, mit großen halbkegeligen Warzen. Auf Oxyria.

43. *Ustilago Göppertiana* Schröt., in Blattstielen von Rumex  
Acetosella in Schleifen. Auf Rumex.

44. *Ustilago Kühniana* Wolf, in Blättern, Stengeln und Blüten-  
nähden von Rumex Acetosella und Acetosella, mit runderlichen, 0,010—0,016  
mm großen, rötlichvioletten, neßförmig gezeichneten Sporen. Auf Rumex.

45. *Ustilago Parlatores* F. de Wldk., von Fischer von Wald-  
heim<sup>1)</sup> bei Moskau auf Rumex maritimus gefunden, in dessen sämtlichen  
oberirdischen Teilen die dem vorigen Pilze sehr ähnlichen Sporen gebildet  
werden. Die Stengel sind dabei verkürzt und verdickt und kommen nicht  
zur Blüthe. Auf Rumex maritimus.

46. *Ustilago Warminghi* Rostr., in den Blättern von Rumex  
crispus in Zinnmarken. Auf Rumex crispus.

### IX. Auf Caryophyllaceen.

47. *Ustilago antherarum* Fr. (*Ustilago violacea* Tul.) in den  
Antheren verschiedener Caryophyllaceen, wie Saponaria officinalis, Silene  
nutans, inflata, quadrifida u. a., Lychnis diurna, Lychnis vespertina,  
Lychnis Flos cuculi, Lychnis Viscaria, Dianthus deltoides, Dianthus  
Carthusianorum, Malachium aquaticum, Stellaria graminea ein lilafarbenes  
Pulver bildend. Dabei sollen die Blüten der Lychnis diurna hermaphrodit  
werden<sup>2)</sup>. (Ebenso giebt Magnin<sup>3)</sup> für Lychnis vespertina an, daß der  
Pils in den männlichen Blüten nur eine leichte Deformation den Antheren  
hervorbringt, in den weiblichen aber Atrophie der Griffel und oberen  
Teile der Fruchtknoten und dafür das Erscheinen von Antheren, des einzigen  
Organes, in welchem er Sporen bilden kann, bedingt. Die Sporen sind  
0,005—0,008 mm groß, das Erioporiun neßförmig gezeichnet, sehr hell  
violett.

48. *Ustilago major* Schröt., in den Antheren von Silene Otites: Auf Silene.  
Sporen schwarzviolett, 0,007—0,013 mm lang, sonst wie vorige.

49. *Ustilago Holostei* de By. in den Antheren von Holosteum  
umbellatum, Sporen dunkelviolett, 0,008—0,013 mm groß, sonst denen  
der vorigen gleich. Auf Holosteum.

50. *Ustilago Duriaeani* Tul., in den Samen der sonst un-  
änderten Kapfel von Cerastium-Arten, Sporen 0,010—0,012, dunkelbraun,  
neßig und warzig. Auf Cerastium.

### X. Auf Utriculariaceen.

51. *Ustilago Pinguiculae* Rostr., in den Antheren von Pinguicula  
vulgaris in Dänemark. Auf Pinguicula.

<sup>1)</sup> Hedwigia 1876, pag. 177.

<sup>2)</sup> Vergl. Hoffmann's mykol. Berichte in Bot. Zeitg. 1870, pag. 72  
und 82.

<sup>3)</sup> Ann. de la soc. bot. de Lyon 1889.



## XI. Auf Dipsaceen.

- Auf *Knaulia*. 52. *Ustilago Scabiosae* *Sowerby*, lebt mit ihrem Mycelium nur in den Antherenwänden<sup>1)</sup> von *Knaulia arvensis* und *sylvatica* und bildet die Sporen in den Antheren, die anstatt mit Pollen mit bläuliviolettem Pulver erfüllt sind. Die Sporen haben neßförmig gezeichnetes, fast farbloses Eriopodium.
- Auf *Scabiosa* und *Knaulia*. 53. *Ustilago intermedia* *Schröt.*, (*Ustilago Succisae* *Magn.*, *Uredo flosculorum* *DC.*), in den Antheren von *Scabiosa Columbaria*, *Knaulia arvensis* und *Succisa pratensis*, Sporen 0,010—0,018 mm, sonst wie vorige, auch in der Reimung nicht abweichend<sup>2)</sup>.

## XII. Auf Labiatis.

- Auf *Betonica*. 54. *Ustilago Betonicae* *Berk.*, ebenfalls nur in den Antheren von *Betonica Alopecurus*, Sporen dunkelviolett, 0,007—0,017 mm groß, Eriopodium neßförmig gezeichnet.

## XIII. Auf Compositen.

- Auf *Tragopogon* und *Scorzonera*. 55. *Ustilago receptaculorum* *Fr.*, bildet ein schwarzviolett-pulver in den von den Hüllblättern umschloßen bleibenden Blütenköpfen von *Tragopogon pratensis*, *orientalis*, *porrifolius* und *Scorzonera humilis* und *purpurea*, deren Blüten dadurch zerstört werden. Die Sporen bilden sich auf der Oberfläche des Blütenbodens und sind 0,010—0,016 mm im Durchmesser, dunkelviolett, mit schwach neßförmig gezeichnetem Eriopodium.
- Auf *Carduus* und *Silybum*. 56. *Ustilago Cardui* *F. de Wdh.*, in den Fruchtknoten von *Carduus acanthoides*, *nutans* und *Silybum Marianum*; Sporen 0,014—0,017 mm violett oder hellbraun, neßförmig gezeichnet.
- Auf *Helichrysum* und *Gnaphalium*. 57. *Ustilago Magnusii* (*Ue.*), (*Sorosporium Magnusii* *Ue.*, und *Sorosporium Aschersonii* *Ue.*, *Entyloma Magnusii* und *Entyloma Aschersonii* *Woron.*), am Stengelgrunde, am Wurzelhalse und an den Wurzeln von *Helichrysum arenarium* und *Gnaphalium luteo-album* Anschwellungen bis zu Haselnußgröße bildend, worin das bräunliche Sporenpulver enthalten ist. Sporen unregelmäßig rundlich oder polyedrisch, 0,010—0,023 mm groß, glatt.

## XIV. Auf Koniferen.

- Auf *Juniperus*. 58. *Ustilago Fussii* *Niessl*, in den Nadeln von *Juniperus communis* und *nana* in Transylvanien.

## XV. Auf Farnen.

- Auf *Osmunda*. 59. *Ustilago Osmundae* *Peck.*, in den Wedelfiedern von *Osmunda regalis* in Nordamerika.

II. *Cintractia Cornu*.

- Cintractia* Die Sporen sind denen von *Ustilago* gleich, aber zu einem gallertartigen kompakten Stroma vereinigt, von welchem sie sich im Reifezustand ablösen, wobei das Stroma lange Zeit neue Sporen zu erzeugen fortfährt, durch welche die älteren nach außen gedrängt werden.

<sup>1)</sup> Fischer v. Waldheim, Bot. Zeitg. 1867, Nr. 50.

<sup>2)</sup> Vergl. Schröter, Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pfl., II. Bd., pag. 349 ff.

<sup>3)</sup> Hedwigia 1878, pag. 18.

1. *Cintractia axicola* *Cornu* (*Ustilago axicola* *Berk.*), im Blütenstand auf Cyperaceen.  
von *Cyperus*, *Fimbristylis* und *Scirpus* in Nordamerika und Westindien.

2. *Cintractia Junci* *Trel.*,  
(*Ustilago Junci* *Schw.*) im Blüten-  
stande von *Juncus tenuis* in  
Nordamerika.

Auf *Juncus*.

### III. *Tilletia Tul.*

Die Sporen sind einzellig,  
kugelförmig, zu einem losen Pul-  
ver gehäuft. Das Promycelium  
bleibt ungeteilt und bildet die  
Sporidien auf seiner Spitze; die-  
selben sind von gestreckt linea-  
rischer Gestalt und stehen zu  
mehreren wirtelförmig, meist  
paarweis durch Queräste kopu-  
lierend (Fig. 21); die kopulierten  
Paare abfallend und mit Keim-  
schlauch keimend, der wieder ein  
sekundäres Sporidium bilden  
kann (Fig. 21 s'). Sämtlich Gra-  
minaceen bewohnende Parasiten.

1. Der Steinbrand,  
Schmierbrand, Faulbrand,  
Faulweizen, geschlossener  
Brand, *Tilletia caries* *Tul.*  
(*Uredo caries* *DC.*, *Ustilago*  
*sitophila* *Ditm.*, *Oaeoma sitophi-*  
*lum* *Link.*), der schädlichste Brand,  
auf Weizen, Spelz und Einkorn  
beschränkt, in den geschlossenen blei-  
benden Körnern als ein schwarz-  
braunes, frisch wie Haringsskate  
stinkendes Pulver, bei übrigens  
fast unveränderter Ähre, daher die  
kranken Pflanzen auf dem Acker  
nicht leicht zu erkennen sind. In  
der Regel sind sämtliche Körner  
der Ähre brandig; diese bleibt  
etwas länger grün als die ge-  
sunden, ihre Spelzen stehen etwas  
spreizend ab, so daß sie das Korn  
nicht ganz bedecken, weil dieses  
mehr als die gesunden Körner aufschwillt. Letzteres ist kürzer aber dicker als  
das gesunde Weizenkorn, von nahezu kugelförmiger Gestalt (Fig. 20), hat eine an-  
fangs grünlische, im Alter mehr graubraune, dünne, leicht zerdrückbare Spitze,

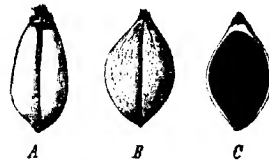


Fig. 20.

A gesundes Weizenkorn. B Brandform  
des Weizensteinbrandes (*Tilletia*  
*Caries Tul.*). C dasselbe im Durchschnitte,  
ganz mit Brandmasse erfüllt.

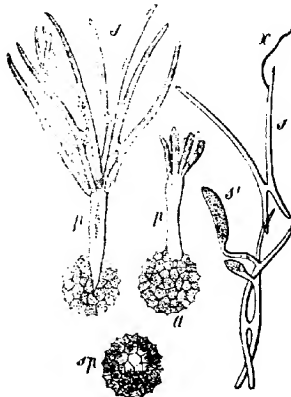


Fig. 21.

**Steinbrand des Weizens** (*Tilletia*  
*Caries Tul.*), 40-fach vergrößert. sp eine  
Spore; pp keimende Spore mit Pro-  
mycelium, welches auf der Spitze die  
cylindrischen Sporidien, einen Quirl bil-  
dend, und paarweis kopulierend, trägt,  
bei a im Beginne der Entwicklung, bei  
s fertia. Rechts zwei abgefallene und  
keimende Sporidienpaare, bei x einen  
Keimschlauch treibend, der an der andern  
ein sekundäres Sporidium s' gebildet hat.

Steinbrand des  
Weizens.

ist leichter als die gesunden Körner, auf Wasser schwimmend, und enthält statt weissen Mehles nur schwarze, anfangs schmierige, später trockene Brandmasse. Der Geruch rührt her von einem durch den Pilz erzeugten eigentümlichen flüchtigen Stoff, Trimethylamin, welches mit dem in den Hähnen identisch ist. Die kranken Ähren bleiben mit den geschlossenen Brandkörnern bis zur Reife der Pflanze stehen. Diese gelangen daher mit in die Ernte, die Brandmasse verunreinigt das Mehl, welches dadurch eine unreine Farbe und widerlichen Geruch bekommt. Die Sporen sind kugelig, durchschnittlich 0,017 mm im Durchmesser, das Eriopodium bläulichbraun, mit stark ausgebildeten netzförmigen Verdickungen.

Auf Weizen.

2. *Tilletia laevis Kühn*, mit der vorigen Art ganz übereinstimmend hinsichtlich des Vorkommens, der Beschaffenheit des Brandkornes, des Geruchs und der Grösse und Gestalt der Sporen, aber mit glattem Eriopodium. Kommt sowohl allein, als mit der vorigen vor, besonders im Sommerweizen der Alpenländer, wo an manchen Orten nur diese, an andern nur die vorige vorkommt<sup>1)</sup>.

Auf Roggen.

3. Der Kornbrand, *Tilletia secalis Kühn* (*Ustilago secalis Rabenh.*), bildet ein braunes Pulver von demselben Geruche wie *Tilletia caries*, in den Körnern des Roggens, hat kugelige, 0,018—0,023 mm große Sporen mit stark netzförmig gezeichnetem Eriopodium. Diesen Brand hat Rabenh. 1847 in Italien, Corda<sup>2)</sup> in Böhmen gefunden, Kühn<sup>3)</sup> hat ihn von Rathbor in Schlesien 1876 erhalten. Nach Cohn's<sup>4)</sup> weiteren Forschungen ist diese lokale Krankheit in der dortigen Gegend schon seit mindestens 30 Jahren endemisch. In demselben Jahre 1876 ist sie nach von Nützli<sup>5)</sup> auch im Brünna in großer Menge aufgetreten.

Auf Triticum repens.

4. *Tilletia controversa Kühn*, in den Körnern der Quecke (*Triticum repens*) bei unveränderter Ähre, wie der Steinbrand, auch von demselben Geruche; die Sporen sind durchschnittlich 0,021 mm im Durchmesser, ungleich gestaltet, kugelig, eiförmig, elliptisch oder eckig, die netzförmigen Zeichnungen des Eriopodiums treten härter leistenförmig hervor. Das Pericellum des Pilzes überwintert in den unterirdischen Ausläufern der Quecke. Kühn hält diesen Pilz, den andre Botaniker mit dem Steinbrand identifizierten, für eine selbständige Species.

Auf Lolium

5. *Tilletia Lolii Auct.*, in den Körnern von *Lolium perenne*, temulentum und arvense. Sporen durchschnittlich 0,019 mm. mit netzförmigem Eriopodium.

Auf Hordeum

6. *Tilletia Hordei Kütz.*, in Persien in den Körnern von *Hordeum murinum* und *fragile* gefunden.

Auf Molinia

7. *Tilletia Molinae Winter* (*Vossia Molinae Thümen*), im Knoten von *Molinia coerulea*, ein längliches Brandkorn bildend; Sporen 0,020—0,030 mm lang, meist eiförmig oder elliptisch, Eriopodium von dichtstehenden Poren durchsetzt.

<sup>1)</sup> Vergl. Kühn in Hedwigia 1873, pag. 150.

<sup>2)</sup> Decon. Neuigkeiten und Verhandlungen 1848, pag. 9.

<sup>3)</sup> Züßling's landw. Zeitg. 1876, pag. 649 ff. und Bot. Zeitg. 1876, pag. 470 ff.

<sup>4)</sup> Zährer. d. schles. Gesellsch. f. vaterl. Kultur 1876, pag. 135.

<sup>5)</sup> Hedwigia 1876, pag. 161. Vergl. auch Brünne, Verhandlung des naturhistorischen Ver. f. Rheinland u. Westfalen 1872 und Hedwigia 1877, pag. 29.

8. *Tilletia sphaerococca* F. de Wldh. (*T. decipiens* Kze.) auf Auf Agrostis.  
*Agrostis vulgaris*, *A. alba* und *A. Spica venti*, die Fruchtnoten der kleinen Blüten dieser jarstispigen Gräser in lauter kleine Brandkörner verwandelnd, die auch den eigentümlichen Geruch der meisten Arten haben. Die beiden erstgenannten Straußgrasarten nehmen dabei oft eine Zwergform an (Vinné's *Agrostis pumila*), werden bisweilen nur 4 cm hoch; doch hat Rühn sie auch bis gegen 40 cm, d. h. der normalen Größe nahekommend, gefunden und *Agrostis Spica venti*, wenn sie von dem Parasit befallen wird, überhaupt nie verzweigt gesehen. Die Sporen sind 0,024–0,026 mm groß und haben neßförmig gezeichnetes Eriopodium.
9. *Tilletia endophylla* de By. (*Tilletia olida* Winter), bewohnt Auf Brachypodium.  
die Blätter von *Brachypodium pinnatum* und *sylvaticum*, ihr geruchloses schwarzes Brandpulver bricht in langen, schmalen Längslinien aus den Blättern und Blattstängeln, wodurch dieselben verkümmern, gelb und zerfallen werden. Die Sporen sind kugelig oder länglich, 0,017–0,028 mm, mit schwarzbraunem, neßförmigem Eriopodium.
10. *Tilletia Calamagrostis* Fockel, mit 0,012–0,016 mm großen Auf Calamagrostis.  
neßförmig gezeichneten Sporen in den Blättern von *Calamagrostis epigaeos*.
11. *Tilletia de Baryana* F. de Wldh. (*Tilletia Milii* Fockel, *Til-* Auf verschiedenen  
*letia striiformis* Nicol.), zerstört in derselben Weise die Blätter von *Holcus* Gräsern.  
*mollis*, *Lolium perenne*, *Festuca ovina* und *elatior*, *Bromus inermis*, *Poa pratensis*, *Dactylis glomerata*, *Briza media*, *Arrhenatherum elatius*, *Milium effusum*, *Agrostis* und *Calamagrostis*-Arten. Sie unterscheidet sich durch kurz stachelige Sporen, die 0,010–0,012 mm groß sind.
12. *Tilletia separata* Kze., in den Fruchtnoten von *Apera Spica-* Auf Apera.  
*venti*, Sporen 0,024 mm, mit neßförmigem Eriopodium.
13. *Tilletia calospora* Pass., in den Fruchtnoten von *Andropogon-* Auf Andropogon.  
*gon agrestis* in Italien.
14. *Tilletia Rauwenhoffii* F. de Wldh., in den Fruchtnoten von Auf Holcus.  
*Holcus lanatus* in Belgien.
15. *Tilletia Oryzae* Pat., in den Ähren von *Oryza sativa* in Auf Oryza.  
Japan.
16. *Tilletia Fischeri* Kärst., in den Fruchtnoten von *Carex* Auf Carex  
*canescens* in Finnland.
17. *Tilletia arctica* Rost., in Blättern und Stengeln von *Carex* Auf Carex.  
*festiva* in Finnmarken.
18. *Tilletia Thlaspeos* Beck, in den Samen von *Thlaspi alpestre* Auf Thlaspi.  
in Österreich.
19. *Tilletia Sphagni* Nawaschin, in den Kapseln der Lebermoose. Auf Lebermoosen.  
wo man die Sporen dieses Pilzes früher fälschlich für Mikrosporen der Lebermoose hielt. Man findet bisweilen in derselben Kapsel oder in kleineren Kapseln neben tetraedrischen größeren auch kleinere poliedrische Sporen. Die letzteren gehören, wie Nawaschin<sup>1)</sup> gezeigt hat, einem Brandpilz an, dessen Mycel die eigentlichen Sporenmutterzellen zerstört und auch in der Kapselwand intercellular wächst.

<sup>1)</sup> Botan. Centralbl. 1890, Nr. 35.

III. *Cordalia Gobi.*

Cordalia.

Die einzelligen, hellvioletten Sporen brechen durch die Epidermis der Nährpflanze in violetten Häufchen hervor und werden meist reihenförmig übereinanderstehend von den beisammenstehenden sporenbildenden Fäden abgeschnürt. Die Keimung geschieht mittelst eines Promyceliums, welches eine endständige Sporidie abgeschnürt<sup>1)</sup>. Der Pilz ist dadurch biologisch eigentümlich, daß er nur in Gesellschaft von Rostpilzen auf den Nährpflanzen auftritt, indem er die Rosthäufchen, namentlich Aecidien bewohnt.

In Aecidien  
verschiedener  
Pflanzen.

*Cordalia persicina Gobi*, (*Tubercularia persicina Dittm.*), bewohnt besonders häufig das Aecidium auf *Tussilago*, das der *Ribes*-Arten, das der *Asperifoliaceen*, die *Roestelia cornuta* etc., in Form unregelmäßiger Lilaer und violetter Pusteln hervorbrechend, welche bisweilen die Aecidien ganz verdrängen, mitunter aber auch außerhalb der Aecidien im Blattgewebe schmaropen. Die Sporen sind 0,006 mm groß, glatt, blaßlila. Der Einfluß auf die Nährpflanze scheint nicht schädlicher als der der Aecidien zu sein.

IV. *Schizonella Schröt.*

Schizonella.

Die Sporen bestehen aus je zwei einander gleichen Zellen, welche aber nur mit schmaler Verbindungsstelle vereinigt sind. Ihre Bildung geschieht, indem in den Ännelein der sporenbildenden Fäden zunächst einfache Zellen entstehen, die dann durch eine Scheidewand sich teilen und allmählich bis auf ein schmales Verbindungsstück auseinander rücken. Die Keimung geschieht nach der Art von *Ustilago*.

Auf Carex.

*Schizonella melanogramma Schröt.*, (*Geminella foliicola Schröt.*, *G. melanogramma Magn.*), bildet die Sporen in den Epidermiszellen der Blätter von *Carex rigida*, *praecox*, *digitata* etc., aus denen sie in schwarzbraunen Längsstreifen hervorbrechen. Sporen 0,008—0,012 mm lang, umbrabrun.

V. *Schröteria Winter* (*Geminella Schröt.*).

Schröteria.

Die Sporen bestehen aus je zwei einander gleichen Zellen, welche mit breiter Berührungsfläche verbunden sind. Ihre Bildung geschieht, indem die gewöhnlich spiralig verschlungenen sporenbildenden Fäden sich in Gliederzellen abschnüren. Jede Gliederzelle wird durch Bildung einer Scheidewand zur zweizelligen Spore<sup>2)</sup>. Die Sporidien bilden sich auf der Spitze des Promyceliums.

Auf Veronica

1. *Schröteria Delastrina Winter* (*Geminella Delastrina Schröt.*, *Thecaphora Delastrina Tul.*), bildet ein schwarzes Brandpulver in den Früchten von *Veronica arvensis*, *hederaefolia*, *triphylla* und *praecox*, die dann keine Samen entwickeln. Das Mycelium findet sich nach Winter (l. c.) im Mark der ganzen Pflanze und dringt aus den Blacenten in die

<sup>1)</sup> Vergl. Gobi, Abhandl. der Petersburger Akademie 1885.

<sup>2)</sup> Nach Winter, Flora 1876 Nr. 10.

Samenknospen ein, um in denselben die Sporen zu bilden. Diese sind 0,016–0,023 mm lang, mit graugrünem, warzigem Eriopodium.

2. *Schröteria Decaisneana* De Toni (Geminella D. Boud.) in Auf Veronica. den Früchten von *Veronica hederacea*, Sporen kleiner als bei voriger, 0,010–0,012 mm. Bei Paris.

## VI. Paipalopsis Kühn.

Die Sporen sind meist zwei- oder mehrzellig und bilden ein helles Paipalopsis.  
Pulver an der Oberfläche des befallenen Pflanzenteiles. Die Sporidien bilden sich an der Seite des Promyceliums wie bei Ustilago.

*Paipalopsis Jrmischiae* Kühn<sup>1)</sup>, auf den Blütenteilen von *Primula* Auf Primula.  
*officinalis*, besonders auf den Staubgefäßen, dem Fruchtstiel und bisweilen auch auf der Blumentronnröhre, wo die Sporen einen hellen mehligartigen Überzug darstellen.

## VII. Urocystis Rabenh.

Sporen aus mehreren Zellen zusammengesetzt, von denen eine Urocystis  
oder mehrere mittlere größer und gefärbt, eine Anzahl peripherischer

kleiner, farblos oder bläulich sind. Die Bildung dieser Sporenknauel geschieht, indem die sporenbildenden Zellen mehr oder minder deutliche Spiralkwindungen beschreiben und später aus ihren Gliedern die centralen Zellen bilden, während dünnere Zellen sich um diese legen, mit ihnen verwachsen und zu den peripherischen Zellen werden<sup>2)</sup>. Nur die großen centralen Zellen sind keimfähig. Das Promycelium bildet die Sporidien an der Spitze, wie *Tilletia* (Fig. 22).

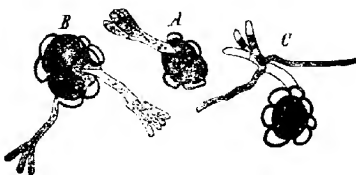


Fig. 22.

**Hoggenstengelbrand** (*Urocystis occulta* Rabenh., 300fach vergrößert. Drei Sporenknauel, feine mit Promycelium und Sporidienbildung. Jeder Sporenknauel aus 1 bis 3 großen inneren, braunen und mehreren kleineren, hellen peripherischen Zellen zusammengesetzt; nur aus den ersteren kommen die Keimhülle. Nach Wolff.

werden<sup>2)</sup>. Nur die großen centralen Zellen sind keimfähig. Das Promycelium bildet die Sporidien an der Spitze, wie *Tilletia* (Fig. 22).

1. Der Hoggenstengelbrand oder Hoggenstielbrand, *Urocystis* Hoggenstengel-  
*occulta* Rabenh. (*Uredo occulta* Walbr., *Polycystis occulta* Schlecht.) brand.  
in den Halmgliedern und in den Blattscheiden des Hoggens vor der Blütezeit. Die genannten Teile bekommen zuerst sehr lange, anfangs graue, etwas schwefelförmige Streifen, die im Innern ein schwarzes Pulver enthalten; bald brechen dieselben von selbst auf und lassen ihren Inhalt hervortreten. In diesen Streifen ist das Parenchym durch den Parasiten zerstört

<sup>1)</sup> Cit. in Bot. Centralblatt 1883, XIII pag. 1.

<sup>2)</sup> Vergl. Winter, Flora 1876, Nr. 10.

worden, und die Sporenmasse desselben ist an dessen Stelle getreten. Die Halme werden dadurch zerklüftet und brechen endlich zusammen. Bisweilen geht dieser Brand bis in die Ähre, deren Spelzen dann mehr oder weniger verkrüppelt sind und wie die Blattscheiden zwischen ihren Nerven schwarze Brandschwielel haben. Meistens wird aber die Ähre vom Parasit durch nicht angegriffen. Jedoch kommt es nur in den seltensten Fällen vor, daß solche Pflanzen reisende, körnerhaltige Ähren bringen; denn entweder ist der Halm, noch ehe die Ähre erscheint, zusammengebrochen oder wenn die Krankheit erst während des Blühens oder der Reifung der Ähre einen stärkeren Grad erreicht, so knickt der brandige Halm unter der schwerer werdenden Ähre um; diese wird dann nicht mehr ernährt und vertrocknet. Die Sporenmäuel sind durchschnittlich 0,024 mm im Durchmesser, dunkelbraun, mit 1–3 centralen Zellen. Dieser dem Roggen sehr schädliche Brand ist zwar viel seltener als der im übrigen Getreide vorkommende Flugbrand und Steinbrand, aber unter den bekannten Brandkrankheiten des Roggens die häufigste.

Auf andern  
Gramineen.

Auf andern Gramineen kommen auch *Urocystis*-Formen vor, bei denen ebenfalls durch eine schwarze Brandmasse die Blätter und Blattscheiden, zum Teil auch die Halme in langen Streifen zerklüftet werden. Ob es berechnet ist, sie alle mit der vorstehenden Spezies zu vereinigen, wie Winter thut, ist zweifelhaft. Es ist hier zu nennen eine in Neuholland auf dem Weizen (*Triticum vulgare*) gesundene Form, die (Körnick<sup>1)</sup>) von der auf dem Roggen für verschieden hält und *Urocystis Tritici Kieck.* genannt hat, ferner eine Form auf *Lolium perenne*, die Fischer von Waldheim<sup>2)</sup> zu *Urocystis ocellata* zieht, eine auf *Triticum repens*, *Urocystis Agropyri Schröt.*, mit 0,012–0,020 mm großen Sporenmäueln, eine auf *Arrhenatherum elatius*, die (Kieck<sup>1)</sup>) zu *Urocystis ocellata*, Schröder zu *Urocystis Agropyri* rechnet, ferner *Urocystis Uli Magn.* auf *Poa pratensis*, mit 0,024–0,030 mm großen Sporenmäueln mit sehr hohen Randzellen, endlich *Urocystis Alopecuri* n. sp., die ich schon in der ersten Auflage dieses Buches beschrieben, in Blättern, Blattscheiden und Halmen von *Alopecurus pratensis*, mit 0,013–0,031 mm großen Sporenmäueln, deren 1 bis 3 große Innenzellen von zahlreichen Randzellen ganz eingehüllt sind, welche in Farbe und Größe fast in die Innenzellen übergehen, *Urocystis Festucae Ue.* auf *Festuca ovina*.

Zwiebelbrand.

2. Der Zwiebelbrand, *Urocystis Colechici Rabenh.* (*Urocystis cepulae Frost.*, *Urocystis magica Passer.*, *Urocystis Ornithogali Kieck.*), bildet ein schwarzes Pulver in den Blättern verschiedener Liliaceen, besonders von *Allium Cepa*, rotundum, magienn, *Scilla bifolia*, *Ornithogalum umbellatum*, *Muscari comosum* und racemosum, *Convallaria Polygonatum*, *Paris quadrifolia* und *Colechicum autumnale*. Nach der Ansicht von (Magnus<sup>3)</sup>) wäre freilich der auf *Allium* vorkommende Pilz von dem auf *Colechicum* verschieden. An den Speisewiebeln ergreift der Brandpilz schon die jungen Samenpflanzen, was zur Folge hat, daß dieselben keine Zwiebeln ansetzen und zu Grunde gehen. Anfangs ist der Pilz nur auf die äußeren

<sup>1)</sup> Hedwigia 1877, Nr. 3.

<sup>2)</sup> Aperçu des Ustilaginées, pag. 41.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 41.

<sup>4)</sup> Botan. Centralbl. 1880, pag. 349.

Zwiebelschalen beschränkt, das Mycelium findet sich nur in der Nachbarschaft der schwarzen Brandflecke; später ist es überall in den Blättern, Zwiebeln und Wurzeln vorhanden. Mycelium und Sporen bilden sich zwischen den Zellen der Nährpflanze. Die Sporenkugeln sind 0,016—0,030 mm im Durchmesser, meist nur aus einer, seltener zwei großen centralen Zellen, aber sehr vielen Nebenzellen zusammengesetzt. In Amerika ist der Pilz schon vor längerer Zeit nach Farlow<sup>1)</sup> in den Staaten Massachusetts und Connecticut an den Speisewiebeln sehr schädlich aufgetreten. Im Jahre 1879 fand ich die Krankheit auch bei Leipzig.

3. *Urocystis Fischeri* Kke., in den Blättern und Halmen von *Carex muricata* und *acuta*. Auf *Carex*.

4. *Urocystis Luzulae* Winter (*Polycystis Luzulae* Schröt.), in den Blättern von *Luzula pilosa*. Auf *Luzula*.

5. *Urocystis Junci* Lagerh., auf *Juncus bufonius* in Schweden und *Juncus filiformis* in der Schweiz. Auf *Juncus*.

6. *Urocystis Gladioli* Sm., in den Knollen und den Stengeln von *Gladiolus communis* und *imbricatus*. Auf *Gladiolus*.

7. *Urocystis pompholygodes* Rabenh. (*Urocystis Anemones* Schröt.), bildet ein schwarzes, durch eine Spalte hervorbrechendes Pulver in den Stengeln und Blättern verschiedener Ranunculaceen, wie *Anemone*, *Hepatica*, *Pulsatilla*, *Adonis*, *Helleborus*, *Actaea*, *Aconitum*, *Ranunculus*-Arten. Die Sporenkugeln sind bis 0,035 mm im Durchmesser, mit ein oder zwei centralen Zellen. Auf *Ranunculus*.

8. *Urocystis sorosporioides* Kke., in den Blättern und Blattstielen von *Thalictrum minus* und *foetidum*. Auf *Thalictrum*.

9. *Urocystis Leimbachii* Oertel, in Blättern von *Adonis aestivalis* in Thüringen. Auf *Adonis*.

10. *Urocystis Filipendulae* Tul., in den Stielen und Rippen der Wurzelblätter von *Spiraea Filipendula*. Auf *Spiraea*.

11. *Urocystis Violae* F. de Wldh., in angeschwollenen und verkümmerten Blättern von *Viola odorata*, *hirta*, *canina* und *tricolor*. (Nach Roumeguère?) In dieser Pilz seit 1882 sehr verderblich in den Zooloufer Beichenkulturn aufgetreten. Auf *Viola*.

12. *Urocystis Kmetiana* Magn., in den Fruchtnoten von *Viola tricolor* in Ungarn nach Magnús<sup>2)</sup>. Auf *Viola tricolor*.

13. *Urocystis Corydalis* Niessl, in den Blättern von *Corydalis cava*. Auf *Corydalis*.

14. *Urocystis primulicola* Magn., in den Fruchtnoten von *Primula farinosa* auf der Insel Gotland, neuerdings auch in Italien aufgefunden. Auf *Primula*.

### VIII. *Sorosporium* Rud., *Thecaphora* Fingerh. und *Tolyposporium* Wor.

Diese drei schwer zu unterscheidenden Gattungen besitzen Sporenkugeln, die aus sehr vielen einander gleichen Zellen zusammengesetzt sind. *Sorosporium*, *Thecaphora*, *Tolyposporium*.

<sup>1)</sup> Nach Just, botan. Jahresber. für 1877, pag. 122.

<sup>2)</sup> Rev. mycol. VII. 1885, pag. 165.

<sup>3)</sup> Verhandl. d. Bot. Ver. d. Prov. Brandenburg XXXI. Berlin 1890, pag. XIX.



sind. Sporidien sind entweder noch unbekannt oder bilden sich nach der Art derer von *Ustilago*.

Auf *Caryophyllaceen*.

1. *Sorosporium Saponariae* *Rud.*, in den noch geschlossenen Blütenknospen von *Saponaria officinalis*, wo der Pilz auf der Oberfläche aller Blütenteile mit Ausnahme der Außenseite des Kelches, also auf allen bedeckten Teilen, die Sporen in Form eines blaß rötlichbraunen Pulvers

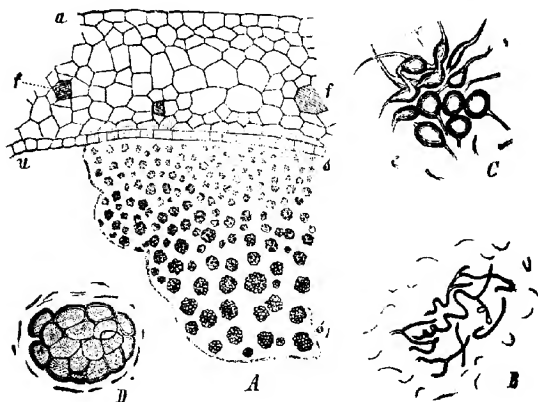


Fig. 23.

***Sorosporium Saponariae* *Rud.*** A Stüch eines Durchschnittees durch ein befallenes Blatt von *Cerastium arvense*, a die Außen- und die Innenseite, ff Gefäßbündel. Auf der Innenseite u ist der Pilz durch die Epidermis frei hervorgewachsen und streut eine dicke Pilzmasse ss, dar, von der hier nur der eine Rand zu sehen ist. s die innerste jüngste Schicht des Sporenlagers, wo die Sporenducten noch in der Bildung begriffen sind; s<sub>2</sub> die ältere äußere Schicht, in welcher schon ausgebildete Sporenducten sich befinden. 100fach vergrößert. B Erster Anfang eines Sporenducts, indem die Fäden der Pilzmasse unter Verdickung und oft spiralförmigen Windungen zu einem Annel sich verschlingen. 500fach vergrößert. C Späterer Entwicklungszustand eines Sporenducts, wo die Fäden des Annel starke Anschwellungen bekommen. Aus dem Inhalt jeder Anschwellung entwickelt sich eine Spore. 500fach vergrößert. D Der reife Sporenduct, noch von den gallertartig aufgeschwollenen Fäden der Pilzmasse umhüllt. 500fach vergrößert.

bildet. Außerdem ist er auch beobachtet worden auf verschiedenen Arten von *Dianthus*, *Silene*, *Gypsophila*, *Lychnis* und *Stellaria*. Ich fand ihn auf *Cerastium arvense*, wo er an den Spitzen der Triebe gallertartige Neubildungen veranlaßt: die obersten Internodien sind vertüzt, die Blätter kürzer, aber verdickt und sehr verbreitert, eiförmig-dreieckig, und schließen zu einer angeschwollenen Knospe zusammen, wodurch die Blütenbildung vereitelt wird. Auf der Innenseite dieser Blätter und an den inneren Blättern auch auf der Außenseite der Blattbasis werden die Sporen gebildet (Fig. 23 A). Die Mycelfäden, welche meist intercellular wachsen, treten vor-

wiegend durch die Spaltöffnungen; später auch unmittelbar durch die Epidermiszellen auf die Oberfläche, breiten sich dort aus, vermehren sich durch Verzweigung daselbst außerordentlich und verflechten sich innig zu einer sehr dicken, oft den Durchmesser des Blattes übertreffenden, farblosen, weichfleischigen Pilzmasse. In dieser beginnt die Sporenbildung an der äußeren Oberfläche und schreitet nach innen gegen die Epidermis zu fort, so daß dort noch die ersten Sporenbildungen stattfinden, wenn an der Oberfläche schon reife Sporenknäuel vorhanden sind (Fig. 23 A, s und s<sub>1</sub>). In dem zarten Pilzfadengeflecht erscheinen die ersten Anlagen der Sporenknäuel als 0,022 mm große, runde Knäuel verschlungener Fäden (Fig. 23 B), in denen die Anfänge der Sporen als helle Kerne von anfangs nur 0,001–0,002 mm Durchmesser sichtbar werden. Die Kerne wachsen bedeutend und jeder bildet sich zu einer Spore aus (Fig. 23 C). Aus jeder solchen Gruppe wird ein runder Sporenknäuel, der zuletzt 0,04–0,09 mm Durchmesser hat und aus zahlreichen, ungefähr 0,013 mm großen, rundlichen, durch gegenseitigen Druck abgeplatteten oder kantigen Sporen mit blaß gefärbtem, fein warzigem Eriopterium besteht (Fig. 23 D). Die ihn umgebende Hülle des ursprünglichen Sphengengeflechtes erweicht gallertartig und schwindet, worauf die zahlreichen Sporenknäuel staubartig sich isolieren. Das Mycelium ist nach de Bary in der Nährpflanze perennierend und erzeugt an den befallenen Stöcken den Brand alljährlich.

2. *Sorosporium (Tolyposporium) bullatum* Schrot., in den Früchten Auf Panicum. von Panicum Crus galli, die dadurch zu einem aus den unveränderten, weit klaffenden Blütenspitzen hervorragenden, unformigen, dunkelgrauen, mit schwarzbraunem Pulver erfüllten Körper werden.

3. *Sorosporium Lolii* Thüm., in den Fruchtnoten von Lolium Auf Lolium. perenne bei Reibach.

4. *Thecaphora Westendorpii* Fisch., in den Ähren von Lolium Auf Lolium. perenne in Belgien.

5. *Thecaphora olygospora* Cav., in den Blütenständen von Auf Carex. Carex digitata in Italien.

6. *Tolyposporium Cocconi Morini*, in Blättern von Carex Auf Carex. recurva in Italien.

7. *Thecaphora aterrimum* Tul., in Stengeln und Ähren von Carex. Auf Carex. Arten in Frankreich und Italien.

8. *Sorosporium Junci* Schrot. (*Tolyposporium J. Woron.*), bildet Auf Juncus. schwarze, gallertartige, harte Anschwellungen in den Fruchtnoten und Blütenstielen von Juncus bufonius und capitatus.

9. *Thecaphora Pimpinellae* Fiel., in den Früchten von Pimpinella Auf Pimpinella. nella Saxifraga in Schweden.

10. *Sorosporium hyalinum* Winter (*Thecaphora hyalina* Fingerh., Auf Convolvulus. *Thecaphora deformans* Dur. et Mat., *Thecaphora affinis* Schrad., *Thecaphora Lathyri Kühn*), ein chokoladenbraunes Sporenpulver in den Samen Auf Lathyrus. etc. von Convolvulus arvensis und sepium, sowie von Lathyrus pratensis, Astragalus glycyphyllos und Phaca alpina bildend, wobei die Frucht entweder kaum merklich verändert ist oder wie bei Astragalus und Phaca klein und aufgedunsen aussieht; bisweilen werden auch nur ein oder wenige Samen in einer Frucht brandig.

11. *Thecaphora Cirsii* Rond., in den Köpfchen von Cirsium Auf Cirsium. anglicum bei Paris.

Auf Cirsium. 12. *Thecaphora Trailli* Cooke, in den Blüten von *Cirsium heterophyllum* in Schottland.

### IX. *Tubercinia* Berk. et Br.

*Tubercinia*. Die Sporenknäuel stimmen mit denen der Gattung *Sorosporium* überein. Die Keimung geschieht aber nach Woronin<sup>1)</sup> nach Art von *Tilletia* mit franzkörperförmigen Sporidien. Außerdem verhält sich diese Gattung auch dadurch eigentümlich, daß hier nach Woronin (l. c.) auf der Nährpflanze auch eine Bildung von Conidien erfolgt, welche auf kurzen Stäben abgeschnürt werden, die in Form eines weißen Schimmels an der Oberfläche des Pflanzenteiles hervortreten.

Auf *Trientalis*. 1. *Tubercinia Trientalis* Berk. et Br. (*Sorosporium Trientalis* Woron.), bildet ein schwarzes, aus den Blättern und Blattstielen von *Trientalis europaea* hervorbrechendes Pulver, dessen Sporenknäuel 0,100 mm im Durchmesser sind, wobei die Stengel etwas angeschwollen, die Blätter kleiner und bleicher sind und unterseits den schimmelartigen Anflug der Conidien tragen. Nach Woronin<sup>2)</sup>, der den Entwicklungsgang dieses Pilzes verfolgt hat, entstehen aus den Conidien im Sommer und Herbst in der Nährpflanze nur Haufen von Dauer孢oren ohne Conidienbildung. Diese Dauer孢oren keimen im Herbst und aus ihren Sporidien entwickelt sich das in den überwinterten Sprossen der *Trientalis* perennierende Mycelium, welches im Frühling in die oberirdischen Stengel in die Höhe wächst und wieder die Frühjahrsform der Krankheit erzeugt.

Auf *Veronica*. 2. *Tubercinia Veronicæ* Schrot. (*Sorosporium Veronicæ* Winter.) bildet ein zimtbraunes Sporenpulver in den angeschwollenen und gekrümmten Stengeln und Blattstielen von *Veronica triphyllos* und *hederifolia*.

Auf *Geranium*. 3. *Tubercinia Cesatii* Sorok., in Blättern und Stengeln von *Geranium* im Ural.

### X. *Sphacelotheca* de By.

*Sphacelotheca*. Die Sporenmasse stellt einen fruchtartigen Körper dar, welcher in der Samentknope der Nährpflanze entsteht, aus der Mitte hervorstößt, indem er durch Wachstum an seiner Basis sich vergrößert; er besteht aus einer äußeren Wand, welche von hellen, runden Zellen gebildet wird, aus der von der Wand umgebenen dunklen Sporenmasse und aus einer hellen Mittelsäule<sup>3)</sup>.

Auf *Polygonum*. *Sphacelotheca Hydropiperis* de By. (*Ustilago* Candolle) *Int.*, in den Fruchtknoten von *Polygonum bistorta*, viviparum, mite, *Hydropiper* und alpinum, mit schwarzvioletttem Sporenpulver; Sporen 0,008—0,017 mm. violett, glatt oder feinkörnig. Die von Solms<sup>3)</sup> auf *Polygonum chinense* in Buitenzorg beobachtete *Ustilago Treubii* Solms dürfte eine ähnliche gallenbildende Ustilaginee sein.

<sup>1)</sup> Beitr. z. Morphol. u. Physiol. der Pilze. V. Reiche, Frankfurt 1882.

<sup>2)</sup> Vergl. de Bary, Vergleichende Morphol. der Pilze 1884, pag. 187.

<sup>3)</sup> Ann. du Jardin botan. de Buitenzorg 1886, pag. 79.

### X. *Graphiola* Fr.

Diese Gattung ist erst von G. Fischer<sup>1)</sup> genauer untersucht und den Ustilagineen zugeteilt worden. Die Sporenmasse stellt ein frucht-  
körperartiges Gebilde dar, welches von einer Hülle (Peridie) umgeben  
ist und im Grunde eine Schicht von sporentragenden Fäden enthält;  
letztere stellen dicke, quergegliederte, protoplasmareiche Fäden dar; die  
Gliederzellen derselben wölben sich tonnenförmig und lassen mehrere  
kugelige Sporen aus sich hervorsprossen, welche den Inhalt der Träger-  
zelle aufnehmen und die gleiche Größe wie diese erreichen. Die leicht  
abfallenden Sporen erscheinen in größerer Menge gelb. Eine mittlere  
unfruchtbare Fadenpartie wirkt als Ausstreuungsapparat der Sporen.  
Die letzteren keimen mit einem Keimschlauch, welcher eine längliche  
Sporidie abspinnert.

*Graphiola.*

*Graphiola Phoenixis* Fr., auf den Blättern der Dattelpalme so-  
wohl, am natürlichen Standort der Pflanze als auch in unsern Gewächshäusern.  
Die Fruchtkörper stellen zerstreute, harte, schwarze Schwielen von  
etwa 1,5 mm Länge dar, um welche bisweilen ein hellerer Hof eine Ver-  
färbung des Blattgewebes durch den Pilz anzeigt. G. Fischer<sup>2)</sup> hat später  
auch die Sporen des Pilzes auf Dattelblätter ausgesät und erfolgreiche  
Injektionen erzielt. An andern Palmen scheinen andre Arten dieser Gattung  
vorzukommen.

Auf Tattel-  
palmen.

### Anhang.

#### Die zu den Ustilagineen gehörenden, aber pathologisch abweichenden Parasiten.

An die Brandkrankheiten schließen wir eine Anzahl Parasiten,  
welche naturgeschichtlich zu den Ustilagineen gehören, welche aber auf  
ihren Nährpflanzen Krankheits Symptome verursachen, die von denen der  
eigentlichen Brandkrankheiten bedeutend abweichen, weit dabei von dem  
Aussehen eines Brandpulvers überhaupt nichts zu bemerken ist. Es  
bezieht sich dies auf folgende Gattungen.

Verwandte  
Ustilagineen.

### I. *Entyloma* de By.

Die Arten dieser Gattung verursachen nur frange Blattflecken,  
und zwar auf den verschiedensten Pflanzen. Die von ihnen bewohnten  
Blattstellen zeigen sich entweder buckel- oder schwielenartig angeschwollen  
oder von unveränderter Dicke, von bleicher, gelber oder brauner Farbe  
und werden zuletzt trocken und zerbröckeln. Das Mycelium besteht aus  
sehr feinen, unregelmäßig verzweigten, zwischen den Zellen der Nähr-  
pflanze wachsenden Fäden. Diese bilden nach de Vries<sup>3)</sup> an etwas

*Entyloma.*

<sup>1)</sup> Botan. Zeitg. 1883, Nr. 45.

<sup>2)</sup> Verhandl. der Schweiz. naturf. Gesellschaft. in Solothurn 1888, pag. 53.

<sup>3)</sup> Bot. Zeitg. 1874, Nr. 6 u. 7; Taf. II.

dünnern Zweigen Sporen, indem die Zweige kugelig oder oval anschwellen, über der Anschwellung sich weiter fortsetzen und dann denselben Prozeß viele Male wiederholen können. Je Anschwellung gliedert sich zu einer Spore ab, so daß die Sporen intercalär in den Räden sich befinden. Im reifen Zustand sind sie um das mehrfache der ursprünglichen Größe angeschwollen, haben dickwandige, meist blaß bräunlich gefärbte Membran, und erfüllen oft die Interzellulargänge in solchen Massen, daß die Zellen zusammengedrückt werden. Die von de Varn beobachtete Meinung ist im wesentlichen derjenigen von Tilletia gleich, der Pilz also den Ustilagineen anzuschließen. Außer dieser endophyten Sporenbildung ist aber zuerst von Schröter<sup>1)</sup> bei dieser Gattung auch eine Conidienbildung beobachtet worden, was bei Pilzen aus dieser Verwandtschaft sehr selten ist. Nach dem, was ich an einer Entyloma-Form auf Pulmonaria gesehen, wachsen zuerst aus den Spaltöffnungen der Unterseite Büschel von Räden heraus, die sich auf der Epidermis ausbreiten; dann dringen auch zwischen den Epidermiszellen Räden hervor, endlich ist die Oberhaut bedeckt von einer dem Auge weiß erscheinenden dicken Lage feiner Räden, aus denen spindelförmige Conidien fettentförmig sich abgliedern. Conidienbildungen, welche zu diesen Pilzen gehören, sind schon wiederholt beobachtet und früher unter dem Namen Fusidium beschrieben worden.

Auf Gräsern.

1. *Entyloma crastophyllum* Sacc., bildet schwarzgraue, längliche, flache Flecken in den Blättern von *Poa annua* und *nemoralis* und von *Dactylis glomerata*. Ob

2. *Entyloma irregulare* Johans., auf *Poa annua* in Island und Schweden, und

3. *Entyloma Catabrosae* Johans., auf *Catabrosa aquatica* in Island damit identisch sind, bleibt zu entscheiden.

4. *Entyloma catenulatum* Rostk., in grauen Blattflecken von *Aira caespitosa* in Dänemark.

Auf Carex.

5. *Entyloma caricinum* Rostk., auf Blättern von *Carex rigida* in Grönland.

Auf Narthecium.

6. *Entyloma Ossifragi* Rostk., auf Blättern von *Narthecium ossifragum* in Dänemark.

Auf Spinaeia.

7. *Entyloma Ellisii* Halst., auf *Spinaeia oleracea* in Nordamerika.

Auf Ranunculus.

8. *Entyloma Ungerianum* de By. (*Protomyces microsporus* Ue.). lebt in den Blättern und Blattstielen von *Ranunculus repens* und *lulbosus* und verursacht bleiche, buckel- oder schwielenförmige Auftreibungen, in deren Zellen das Chlorophyll verschwindet, und welche, noch ehe das Blatt seine normale Lebensdauer vollendet hat, eintrocknen, braun und

<sup>1)</sup> Cohn's Beitr. z. Biologie der Pil. II. 1877. pag. 349 ff. — Untersuchungen über diese Pilze lieferte auch Fischer v. Waldheim, Bull. de la soc. des sc. nat. de Moscou 1877. No. 2. und Ann. des sc. nat. 6 sér. T. IV. pag. 190 ff.

bräunlich werden. Die Sporen sind 0,012–0,021 mm, fast farblos, mit höherer Oberfläche. De Bary (l. c.) hat gesunde Blätter durch keimende Sporen infiziert, die Keimschläuche durch die Spaltöffnungen eindringen und darnach die Krankheit an den infizierten Blattstellen eintreten sehen. Conidienbildung fehlt.

9. *Entyloma verruculosum* Passer., in Blättern von *Ranunculus* Auf *Ranunculus lanuginosus*, von vorigem durch 0,010–0,015 mm große, warzige, blaß, lanuginose, bräunliche Sporen unterschieden.

10. *Entyloma Ranunculi* Schröt., auf *Ranunculus Ficaria*, auri-Auf *Ranunculus comas*, *sceleratus*, *acer*, durch glatte Sporen und kleine, nicht geschwollene *Ficaria* etc. Flecken mit Conidienrasen von *Entyloma Ungerianum* verschieden. Marshall Ward<sup>1)</sup> infizierte *Ranunculus Ficaria* durch die Conidien und erhielt nach 13 bis 19 Tagen die charakteristischen kranken Blattflecken. Dabei zeigte sich eine leichtere Infizierbarkeit solcher Pflanzen, die in einem schattigen, feuchten Graben gewachsen waren, gegenüber solchen von trockenen, freien Plätzen. Die bekannte Änderung der anatomischen Struktur der Schattenpflanzen, insbesondere die größere Zahl und größere Weite der Spaltöffnungen derselben führt der genannte Forscher zur Erklärung jener Thatsache an.

11. *Entyloma Winteri* Link., auf den Blättern von *Delphinium* Auf *Delphinium elatum* in Transylvanien.

12. *Entyloma Thalictri* Schröt., auf Blättern von *Thalictrum* in Auf *Thalictrum Schlegelii*.

13. *Entyloma Menispermii* Parl. et Trel., auf *Menispermum cana-* Auf *Menispermum densis* in Nordamerika.

14. *Entyloma fuscum* Schröt., in anfangs weißen, später schwarz- Auf Papaver. werdenden, meist rot gesäumten Blattflecken von *Papaver Rhoeas* und *Argemone*.

15. *Entyloma bicolor* Zopf, in oberseits braunen, unterseits grau- Auf Papaver. weißen Flecken von *Papaver Rhoeas* und *dabium*, vielleicht mit dem vorigen identisch.

16. *Entyloma Glaucii* Dang., auf *Glaucium*.

17. *Entyloma Corydalis* de By., in den Blättern von *Corydalis* Auf *Glaucium*. *cava* und *solida*, mit dem auf *Calendula* fast in allen Stücken übereinstimmend. Auf *Corydalis*.

18. *Entyloma Helosciadii* Magn., auf Blättern von *Helosciadium* Auf *Helosciadium nodiflorum*.

19. *Entyloma Eryngii* de By. (*Physoderma Eryngii Corda*), auf Auf *Eryngium*. *Eryngium*, zeigt in allen Stücken die größte Ähnlichkeit mit *Entyloma Ungerianum*.

20. *Entyloma Chrysosplenii* Schröt., in gelblichweißen, flachen Auf *Chrysosplenium*. runden Flecken der Blätter von *Chrysosplenium alternifolium*.

21. *Entyloma canescens* Schröt., mit glatten Sporen und meist Auf *Myosotis*. mit weißen Conidienrasen, auf braunen Blattflecken von *Myosotis*-Arten von Schröder (l. c.) gefunden.

22. *Entyloma serotinum* Schröt., vom vorigen kaum verschieden, Auf *Borrago*. nach Schröder in kranken Blattflecken von *Borrago officinalis*, und

<sup>1)</sup> Philos. Transactions of the roy. soc. of London 1884, pag. 173.

<sup>2)</sup> De Bary, Beitr. z. Morphol. d. Pilze I. Frankfurt 1864, pag. 22. 2. Aufl., Fig. 11.

*Symphytum officinale*. In einzelnen Gärten um Graz ist 1891 *Horraga* ganz unverwendbar durch diesen Parasiten geworden<sup>1)</sup>. Damit wahrscheinlich identisch ist einer von mir auf *Pulmonaria officinalis* gefundenen Pilz, der die Blätter in großen, braunen, bröckelig zerfallenden, nicht angeschwollenen Flecken verdirbt.

- Auf *Limosella*. 23. *Etyloma Limosellae Winter* (*Protomyces Limosellae Kze.*) bildet kleine, warzenartige Pünktchen in der Blattsubstanz von *Limosella aquatica*.
- Auf *Linariae*. 24. *Etyloma Linariae Schröt.*, in den Blättern von *Linaria vulgaris*, flache, weißliche Flecken bildend.
- Auf *Calendula*. 25. *Etyloma Calendulae de By.*, mit glatten Sporen, bringt auf den Blättern von *Calendula officinalis* nicht angeschwollene, unregelmäßig zerstreute, meist runde Flecken hervor, welche undurchsichtig, erst bleich, dann braun sind, zuletzt trocken werden und zerbröckeln.
- Auf *Pieris*. 26. *Etyloma Pieridis Rostr.*, bildet graubräunliche flache Flecken in den Blättern von *Pieris hieracioides*.
- Auf *Stenactis*. 27. *Etyloma Fischeri Thümen*, in den Blüten von *Stenactis bellidiflora* fast flache, blaß gelbgrüne, später braungrüne Flecken bildend.
- Auf *Matricaria* etc. 28. *Etyloma Matricariae Rostr.*, auf Blättern von *Matricaria* und *Tripleurospermum* in Schweden.
- Auf *Aster*. 29. *Etyloma Compositarum Farl.*, auf *Aster puniceus* in Nordamerika.
- Auf *Rhagadiolus*. 30. *Etyloma Rhagadioli Pass.*, auf Blättern von *Rhagadiolus stellatus* in Italien.
- Auf *Lobelia*. 31. *Etyloma Lobeliae Farl.*, auf Blättern von *Lobelia inflata* in Nordamerika.

## II. Doassansia Cornu.

### Doassansia

Die Sporen sind zu einem fruchtartigen Körper vereinigt, der in den Atemhöhlen der befallenen Blätter sitzt und aus einer braunen Hülle pilzfadenförmiger dickwandiger Zellen und aus einer vielzelligen Sporenmasse besteht; die Sporen keimen unter Durchbrechung der Hülle mit Keimschläuchen, welche an der Spitze ähnelnd wie *Tilletia* (Sporidien bilden<sup>2)</sup>). Das Blattgewebe wird nicht zerstört, sondern zeigt nur bräunliche, rundliche Flecken, welche mit winzigen schwarzen Pusteln, den Sporenkörpern, übersät sind.

1. *Doassansia Alismatis Fr.* (*Perisporium Alismatis Fr.*, *Dothidea Alismatis Lasch.*), auf den Blättern von *Alisma Plantago*.
2. *Doassansia Sagittariae (Fuekel)* (*Physoderma S. Fuekel*), auf den Blättern von *Sagittaria*.
3. *Doassansia Farlowii Cornu*, auf den Früchten von *Potamogeton*.
4. *Doassansia Martionoffiana Schröt.*, in Blättern und Früchten von *Potamogeton* in Sibirien.
5. *Doassansia Niesslii de Toni* (*Doassansia punctiformis Schröt.*), in Blättern von *Butomus umbellatus*.

<sup>1)</sup> Jahresbericht des Sonderausschusses f. Pflanzenschutz, Jahrb. d. deutsch. Landw.-Ges. 1891, pag. 221.

<sup>2)</sup> Vergl. Fisch, Berichte der deutsch. bot. Ges. 1884, pag. 405.

## 8. Kapitel: Rostpilze (Uredinaceen) als Ursache der Rostkrankheiten 131

6. *Doassansia Hottoniae* de Toni (*Entyloma Hottoniae* Rostr.), in Blättern von *Hottonia* in Dänemark.

7. *Doassansia Comari* Berk. et de Toni, in Blättern von *Comarum palustre* in England.

### III. *Rhamphospora* Cunningham.

Die Sporen entstehen ebenfalls zahlreich in den Atemhöhlen, *Rhamphospora* sind aber isoliert, farblos und bilden bei der Keimung einen Keimschlauch, der an der Spitze ein Köpfchen von 4 bis 6 Zweigen bekommt, deren jeder am Ende 2 bis 3 kleine Sterigmen trägt, auf denen sich je ein langes dünnes Sporidium entwickelt; diese kopulieren ähnlich wie *Tilletia* und *Entyloma*. Die Gattung ist wahrscheinlich der vorigen nahe verwandt.

*Rhamphospora Nymphaeae* Cunningham, auf der Oberseite der Blätter von *Nymphaea lotus*, *stellata* und *rubra* hellgelbe Flecken bildend, von Cunningham<sup>1)</sup> in Indien beobachtet.

### IV. *Entorhiza* Weber.

Die Sporen sind einzellig, bilden aber keine pulverförmige Masse, *Entorhiza* sondern sitzen einzeln endständig an schraubig gewundenen Fäden, welche innerhalb der Nährzellen in Wurzelverdickungen wachsen. Bei der Keimung bildet sich ein Promycelium mit einer endständigen Sporidie<sup>2)</sup>.

*Entorhiza cypericola* Weber (*Schinzia c. Magnus*), in den Wurzeln von *Cyperus flavescens* und *Juncus bufonius*, eine ca. 3 mm dicke Anschwellung an der Spitze der Wurzel bildend. Das Mycelium sitzt in Form von Hyphenbüscheln in den Wurzelrindenzellen, welche radial zur Wurzelaxe gestreckt sind, und bildet schraubig gewundene Zweige, an denen die 0,017–0,020 mm großen, warzigen, gelben Sporen entstehen.

Magnus<sup>3)</sup> unterscheidet den Pilz in *Juncus bufonius* als besondere Art *Schinzia Aschersoniana* sowie eine dritte Art, *Schinzia Casparyana* auf *Juncus Tenageia*, Lagerheim<sup>4)</sup> eine vierte Art *Entorhiza digitata* in den Wurzeln von *Juncus articulatus*.

## 8. Kapitel.

### Rostpilze (Uredinaceen) als Ursache der Rostkrankheiten.

Mit dem Kollektivnamen Rost bezeichnen wir diejenigen Krankheiten, welche durch Pilze aus der Familie der Rostpilze (Uredinaceen), Begriff und Symptome der Rostkrankheiten

<sup>1)</sup> Refer. in Zeitf. botan. Jahresber. für 1888. I, pag. 318.

<sup>2)</sup> Vergl. Weber, über den Pilz der Wurzelanschwellungen von *Juncus bufonius*. Botan. Zeitg. 1884, pag. 369.

<sup>3)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1888, pag. 100.

<sup>4)</sup> Hedwigia 1888, pag. 261.



Urediniomyceten oder Uredinales verursacht wird. Es giebt eine große Anzahl von Rostpilzen, welche an den verschiedensten Pflanzen aus den Abteilungen Gefäßkryptogamen und Phanerogamen vorkommen. Sie haben folgende charakteristische Merkmale. Die Rostpilze sind endophyte Parasiten, welche oberirdische Pflanzenteile, vorwiegend Stengel und Laubblätter bewohnen. Ihr Mycelium besteht aus septierten und verzweigten Fäden, die zwischen den Zellen der Nährpflanze wachsen und bald den ganzen oberirdischen Pflanzkörper, bald nur gewisse Teile, manchmal sogar nur kleine Stellen derselben durchziehen. An denselben Stellen werden die Sporenlager des Pilzes erzeugt. Dieselben stellen kleine, meist zahlreiche Sporenhäufchen von lebhafter Farbe, gelb, feuerrot, rostrot, braun oder schwarz, dar, welche stets an der Oberfläche des Pflanzenteiles sich befinden und also etwa wie ein Ausschlag an der Pflanze erscheinen. Ihre Entstehung erfolgt nämlich immer entweder unmittelbar unter der Epidermis, die dann oft durchbrochen wird, oder innerhalb der Epidermiszellen. An den Sporenlagern kommen die Mycelfäden des Pilzes in großer Zahl zusammen und treiben nach außen hin dicht beisammenstehende kurze Zweige, deren Spitzen sich unmittelbar in Sporen umbilden. Zu den wichtigsten Charakteren der Rostpilze gehört nun die Beschaffenheit dieser Sporen und ihres Keimungsproductes. Hinsichtlich der Entwicklung dieser Pilze treten uns aber sehr mannigfaltige Verhältnisse entgegen, welche keineswegs unter ein und dasselbe Schema zu bringen sind, sondern einzeln für sich erläutert werden müssen. Der Entwicklungsgang der Rostpilze ist für die genaue Kenntnis der Rostkrankheiten die allerwichtigste Grundlage. Es soll daher hier auch zunächst im allgemeinen eine Darstellung der verschiedenen Entwicklungsformen, die unter den Rostpilzen überhaupt bekannt sind, gegeben werden. Indem wir dabei von den einfachsten Verhältnissen ausgehen, wird zugleich dasjenige klar hervortreten, was bei allen diesen Verschiedenheiten das Gleichbleibende und somit allen Rostpilzen Gemeinsame ist.

Entwicklungs-  
formen der  
Rostpilze.

Bei den Rostpilzen bildet das parasitisch wachsende Mycelium auf der Nährpflanze wenigstens eine Art von Sporen, welche hier den Namen Teleutosporen führen. Diese kommen also bei allen Uredineen vor und liefern daher auch die Charaktere, nach welchen man diese Pilze in Gattungen einteilt, indem auf die verschiedene Form der Teleutosporen die Merkmale der Gattungen und also auch unsere unten befolgte Einteilung begründet sind. Die Teleutosporen werden immer in großer Anzahl beisammen, in Form kleiner, an der Oberfläche der Pflanzenteile erscheinender Lager gebildet. Sie sind nach dem mykologischen Sprachgebrauch als Chlamydosporen zu charakterisieren, weil sie unmittelbar von Myceliumfäden erzeugt werden und weil aus ihnen bei der Keimung direkt eigentümliche Fruchtträger hervorgehen. Sie sind also das Analogon der Sporen der Brandpilze, die

wir ebenfalls als Chlamydosporen charakterisiert haben. Auch physiologisch stimmen sie mit denselben überein, indem sie meist die Bedeutung von Dauer- oder Wintersporen haben: sie besitzen eine dicke, meist braune bis schwarzbraune, sehr widerstandsfähige Haut und überdauern, auf den toten Pflanzenteilen sitzend bleibend, den Winter, worauf sie im Frühlinge keimen. Ihr Keimungsprodukt ist ein Promycelium mit Spordien ganz ähnlich dem gleichnamigen Keimungsprodukt der Chlamydosporen der Brandpilze. Das Promycelium stellt auch hier einen kurzen, durch Quervände gegliederten Schlauch dar, dessen Gliederzellen auf kurzen Seitenästchen (Sterigmen) je ein Sporidium abjähnen (Fig. 23). Aus den Sporidien, welche so gleich keimfähig sind, entwickelt sich im Frühling der parasitische Pilz auf der Nährpflanze von neuem. In diesen Punkten stimmen alle Uredinaceen überein. Es kommen nun aber folgende verschiedene Formen des Entwicklungsganges vor.

1. Eine Anzahl Rostpilze bildet überhaupt nur diese Teleutosporen auf der Nährpflanze und die ganze Entwicklung vollzieht sich nur in der so eben beschriebenen Weise. Der Entwicklungsgang ist also hier der aller einfachste. So verhalten sich z. B. *Puccinia Mal-*

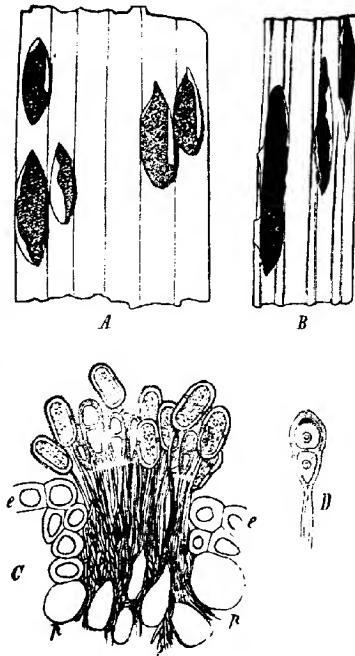


Fig. 24.

**Der gemeine Getreiderost (*Puccinia graminis Pers.*)** A Ein Stückchen Roggenblatt mit mehreren hervorstechenden roten Häufchen von Uredosporen. Schwach vergrößert. B Ein Stückchen Roggenblattsscheide mit mehreren hervorstechenden schwarzen Teleutosporenhäufchen. Schwach vergrößert. C Durchschnitt durch ein Sporenhäufchen, zeigt die Abjähnung der Uredosporen. In der Mitte sind bereits einige junge Teleutosporen zu sehen, welche später allein das Häufchen bilden. ee Epidermis; pp Parenchymzellen, zwischen denen die Wände des Pilzmyceliums, welche gegen das Sporenlager hin laufen, 200fach vergrößert. D Eine Teleutospore aus den reifen Häufchen in B. 300fach vergrößert.

Rostpilze, die nur Teleutosporen besitzen.

vacearum, *P. Caryophyllaeorum*, *Chrysomyxa abietis* u. a.

Kostpilze mit  
Uredosporen

2. Bei einigen Kostpilzen werden auf der Nährpflanze, bevor die Teleutosporen zum Vorschein kommen, sogen. Uredosporen oder Sommerporen erzeugt. Sie entstehen ebenfalls in kleinen nackten Häufchen, durch Abschnürung auf kurzen Myceliumzweigen, von denen sie sich sogleich abgliedern und abfallen (Fig. 24). Sie sind

sofort nach ihrer Reife keimfähig und erzeugen in derselben Vegetationsperiode den Pilz von neuem. Die Vermehrung der Kostpilze im Sommer wird namentlich durch diese Sporen bewerkstelligt. Letztere können daher mit den Conidien anderer Pilze verglichen werden. Die Uredosporen sind meist durch lebhaft rote oder gelbe Farbe ausgezeichnet, indem sie in ihrem Protoplasma einen Färbestoff von entsprechender Farbe in Form kleiner Tropfen enthalten.

3. Bei vielen Uredinaceen endlich ist noch ein besonderer Entwicklungszustand vorhanden, welcher mit der die Teleutosporen, beziehentlich die Uredo- und Teleutosporen tragenden Generation regelmäßig abwechselt. Es tritt also hier ein wirklicher Generationswechsel ein. Diese eingeschaltete Generation nennt man generell das Aecidium. Wo dasselbe auftritt, erscheint es als die erste Generation, welche im Frühjahr von den Sporidien erzeugt wird. Das Aecidium ist ebenfalls ein parasitärer Dauer-

Generations-  
wechselnde  
Kostpilze.

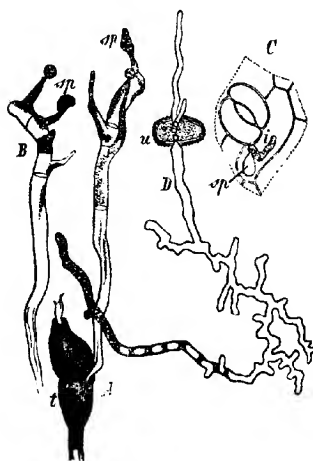


Fig. 25.

**Puccinia graminis Pers.** A und B Keimung einer Teleutospore *t* mit Bildung des Prothecium, welches bei *sp* Sporidien abschnürt. C Keimung eines Sporidiums *sp* auf dem Blatte von *Berberis* (Stück abgezogener Epidermis mit einer Spaltöffnung), *i* das durch die Epidermiszelle eingedrungene Stück des Keimchlauches. D Keimung einer Uredospore *u* mit zwei langen verzweigten Keimchläuchen. Nach de Vary.

stadiumzustand mit eigentümlicher Fruchtbildung. Die letztere stellt kleine Früchte dar, welche häufig von einer eigenen hautartigen Hülle umgeben sind; im Grunde derselben befinden sich dicht beisammenstehende, kurz columnarische Zellen, auf welchen durch wiederholte Abschnürung reihenweis übereinanderstehende Sporen abgegliedert werden, welche wie die Uredosporen lebhaft gelb oder rotgelb gefärbt sind. Früher galten diese Aecidienzustände für selbständige Pilze; Gattungsnamen wie *Aecidium*, *Roestelia*, *Peridermium*, *Caeoma* beziehen sich auf diese Bildungen. Konstant kommen in Begleitung dieser Aecidienfrüchte Spermogonien vor, kleine kapselartige Behälter, welche massenhaft sehr kleine, sporenähnliche Zellen, die Spermogonien, welche in jeder Beziehung den gleichnamigen Organen der Ascomyceten gleichend; sie stehen zwischen oder im Umkreise der Aecidien-

früchte, oder auf derjenigen Seite der vom Pilze bewohnten Blattstelle, welche der mit den Acidienfrüchten besetzten gegenüberliegt, und erscheinen früher, bevor die Acidienfrüchte reif sind (Fig. 26). Welche Bedeutung sie bei der Entwicklung der letzteren haben, ist noch unbekannt. Die Acidiosporen sind

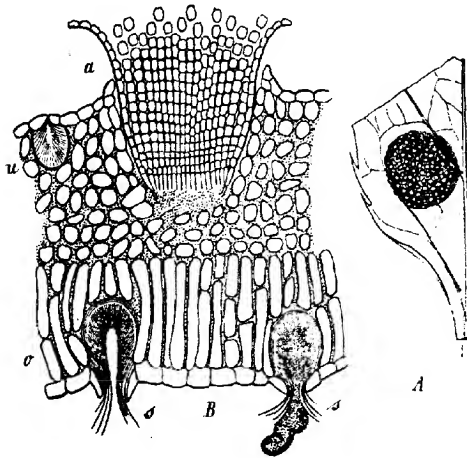


Fig. 26.

**Das Aecidium der Berberitze.** A Ein Blattstück von der Unterseite gesehen, mit einem Polster, auf welchem zahlreiche Früchtchen sitzen, wenig vergrößert. B vergrößerter Durchschnitt durch ein solches Polster und durch einen hervor- gebrochenen Aecidium-Becher *a* mit den zahlreichen in Reihen abgeordneten Sporen und zwei Spermogonien *ss*, deren eins seine Spermogonien als eine Schleimmasse ausstößt; *o* die Oberseite, *u* die Unterseite des Blattes. Zwischen den Zellen des sehr stark entwickelten Parenchyms des Polsters ist das Mycelium überall verbreitet.

meist sogleich nach der Reife keimfähig; ihre Keimschläuche dringen wieder in eine Nährpflanze ein und erzeugen auch hier ein parasitisches Mycelium, welches nun aber nicht wieder dem Acidiumzustande gleicht, sondern andre Fruchtkapseln, nämlich die Teleutosporen, eventuell zusammen mit den Vorläufern derselben, den Uredosporen, hervorbringt. Hinsichtlich des Auftretens der Acidiumgeneration besteht nun ein doppeltes Verhalten. Entweder kommt diese auf der nämlichen Nährpflanzenspezies zur Entwicklung, welche auch die zweite Generation, die Uredo- und Teleutosporen, trägt. Oder aber der Pilz benutzt dazu eine ganz andre Nährpflanze, so daß also mit dem Generationswechsel auch ein Wirtswechsel verbunden ist, und die Acidiosporen dann erst wieder auf die ursprüngliche Nährpflanzenspezies zurückkehren. Nach de Bary nennt man jene Rostpilze autöcische, diese heteröcische. Viele Acidien solcher heteröcischer Rostpilze sind bereits mit den zugehörigen Uredo- und Teleutosporenpilzen auf Grund gelungener

Infektionsversuche in Zusammenhang gebracht worden. Von manchen aber ist bis jetzt eine Zugehörigkeit noch nicht ermittelt worden; wir führen diese am Schlusse der Rostpilze für sich besonders auf.

Bezüglich des Zusammenhanges der heterotischen Rostpilze mit Acidien auf andern Nährpflanzen sind jedoch unsere Ansichten noch keineswegs geklärt. Als die ersten Entdeckungen darüber gemacht worden waren, kamen die Mykologen wohl einstimmig zu der Annahme, daß jedem heterotischen Rostpilze immer ein bestimmtes Acidium einer bestimmten andern Nährpflanze zugehöre und umgekehrt. In der neueren Zeit sind nun eine Menge Übertragungsversuche mit den verschiedensten Rostpilzen und Acidien gemacht worden, um diese theoretisch vermuteten festen Beziehungen herauszufinden. Dabei ist man aber vielfach zu sehr unerwarteten Resultaten gekommen, indem von verschiedenen Forschern aus einem und demselben Rostpilze Acidien auf verschiedenen Nährpflanzen, und umgekehrt aus anscheinend einer und derselben Acidiumform Rostpilze auf verschiedenen Nährpflanzen gezogen werden konnten, bisweilen so, daß ein und derselbe Pilz in der einen Gegend diese, in einer andern eine andre heterotische Form erzeugt. Diese Beobachtungen lassen nun eine zweifache Erklärung zu. Die Einen, die starr an der alten schulgerechten Theorie festhalten, trennen einen und denselben Rostpilz in so viel verschiedene Arten, als er Acidien liefert, auch wenn die Teleutosporen gar keine morphologischen Unterschiede darbieten sollten, während eine andre, augenscheinlich natürlichere Erklärung annimmt, daß die Acidien überhaupt in keiner so festen Beziehung, als man bisher glaubte, zu den Teleutosporen-Arten stehen, sondern daß sie mehr fakultativ sich bilden und oft je nach Gewohnheit, wie es das Vorkommen der Pflanzen in den verschiedenen Gegenden mit sich bringt, bald auf dieser bald auf jener Nährpflanze, was natürlich nicht ausschließt, daß bei andern Rostpilzen sich eine ganz feste Beziehung zu einem und demselben Acidium gebildet hat. Nach der letzteren Ansicht würde man einem Acidium nicht ohne weiteres seine Angehörigkeit ansehen können; es würden verschiedene Rostpilze in dem gleichen Gewande eines und desselben Acidiums auftreten können, wenn sie dieselbe Wirtspflanze für ihre Zwischengeneration sich auswählten. In der That giebt es im allgemeinen auf einer und derselben Nährpflanze immer nur eine einzige Acidiumform, während von Teleutosporen, also von Rostpilzarten, mehrere auf einer und derselben Nährpflanze vorkommen können. Welche dieser Ansichten die richtige ist, läßt sich jetzt noch nicht beantworten. Die Lehre von den Rostpilzen ist also gegenwärtig noch keineswegs abgeschlossen, und wir können daher auch nur objectiv alle Befunde über Beziehungen heterotischer Rostpilze im folgenden registrieren.

Perennirende  
Rostpilze.

Außer dem Entwicklungsengang ist aber auch die Lebensdauer des parasitischen Myceliums in der Nährpflanze für die Kenntnis der einzelnen Rostpilze von Wichtigkeit. Bei den meisten durchlebt dasselbe nur eine Vegetationsperiode gleich den Pflanzenteilen, in welchen es sich angesiedelt hat, und es bleiben nur die Teleutosporen auf den abgestorbenen Pflanzentheilen über den Winter über lebensfähig zurück. Es giebt aber auch Rostpilze, deren Mycelium in perennirenden Pflanzenteilen viele Jahre lang am Leben bleibt und alljährlich von neuem Sporen zur Entwicklung bringt; solche Pflanzen bleiben also viele Jahre mit der Rostkrankheit behaftet; besonders sind es Holzpflanzen, in deren Ästen oder Stämmen solche perennirende Uredineen vorkommen.

Die pathologischen Veränderungen, welche durch Rostpilze hervorgerufen werden, sind zweierlei Art. Die Zellen, mit denen die Hyphen des Myceliums in Berührung kommen, zeigen entweder alle Symptome der Auszehrung, wie sie oben pag. 8 charakterisiert worden sind. Der befallene Pflanzenteil zeigt dann Veränderung der grünen Farbe in Gelb und vorzeitiges Verwelken und Absterben. Die durch die hervorbrechenden Sporenhäufchen verursachten zahlreichen Verletzungen der Epidermis beschleunigen die schädliche Wirkung. Die andre Art der Einwirkung ist eine Hypertrophie, eine Gallenbildung (S. 9): die Zellen des befallenen Gewebes wachsen stärker und vermehren sich durch Teilung oft in sehr hohem Grade, erfüllen sich dabei wohl auch noch überdies ungewöhnlich reich mit Stärkekörnern, die neues Material zu weiterem Wachstum liefern. Der Pflanzenteil bekommt infolgedessen eine abnorme Gestalt, die je nach den einzelnen Fällen von großer Mannigfaltigkeit sein kann: bald ist nur ein einzelnes Organ oder ein Teil eines solchen zu einer Mißbildung von unbestimmter, wechselnder Form und Größe geworden, bald handelt es sich um einen Sproß, der in seiner Totalität eine regelmäßige, charakteristische Formwandlung erleidet, durch die er einen völlig fremdartigen Habitus annehmen kann. Der Pilz reift seine Sporen zu der Zeit, wo die von ihm hervorgerufene Deformation den Höhepunkt ihrer Entwicklung erreicht hat und in voller Lebensfähigkeit sich befindet. Wenn aber dann der Parasit zu leben aufhört, so stirbt mit ihm auch der ihn vergende Teil der Nährpflanze, mögen dies nur begrenzte hypertrophische Stellen eines Blattes, mag es ein Blütenstand oder eine Frucht, mag es ein ganzer Sproß sein u. Also sind auch in diesem Falle die vom Schmarotzer bewohnten Organe dem Dienste ihrer Pflanze entzogen, sie verderben vorzeitig, ohne ihre normalen Funktionen verrichtet zu haben: und der ungewöhnlich große Verbrauch organischen Materials, welcher zur Bildung dieser Hypertrophien erforderlich ist, ist ein um so größerer Verlust für die Pflanze.

Die Entwicklung der Rostpilze, insbesondere die Keimung der Sporen und das Eindringen der Keime in die Nährpflanze, wird durch reichliche und dauernde Feuchtigkeit der Umgebung im hohen Grade begünstigt, weshalb das Auftreten und Umsichgreifen der Rostkrankheiten unter sonst gleichen Umständen durch Feuchtigkeit mächtig gefördert wird. Die Häufigkeit dieser Krankheiten in nassen Sommern, an feuchten Orten, wo wegen des Wasserreichthums des Bodens oder wegen eingeschlossener Lage zwischen Wald oder in Thälern der Gebirge u. Gelegenheit zu steter Nebel- und Taubildung gegeben ist, bestätigt das Gesagte. Indessen soll damit nicht behauptet sein, daß trockene

Wirkungen der  
Rostpilze auf  
die Nährpflanzen

Einfluß äußerer  
Umstände.

Witterung vor Rost schützt; denn z. B. der Getreiderost trockenen Jahren zu finden; es ist immer so viel Feuchtigkeit vorhanden, um den Sporen dieser Pilze Keimung und Eindringen in die Nährpflanze zu ermöglichen. Sind sie aber einmal in die letztere eingewandert, so haben sie in dieser eine gesicherte Entwicklung und sind dann von äußeren Verhältnissen ziemlich unabhängig.

Bekämpfung der  
Rostkrankheiten  
im allgemeinen.

Die Maßregeln zur Bekämpfung der Rostkrankheiten müssen begründet werden in erster Linie auf die Entwicklungswelse, die jedem Rostpilze, wie im Vorhergehenden angedeutet wurde, eigen ist. Im allgemeinen also möglichste Beseitigung der Sporen, besonders der Teleutosporen, also derjenigen Pflanzenteile, auf welchen diese sich gebildet haben, sowie Fernhaltung oder Ausrottung derjenigen Nährpflanze, auf welcher sich bei Heteröcie die eine Generation entwickeln muß. Außerdem sind in der Behandlung des Bodens, in der Auswahl der Lage, in der Methode der Kultur möglichst alle diejenigen Maßregeln zu befolgen, welche ein Übermaß von Feuchtigkeit in und über dem Boden verhüten. Die speziellen Vorschriften haben sich selbstverständlich nach den jeweiligen Verhältnissen, die bei den einzelnen Rostkrankheiten in Betracht kommen, zu richten. Auch hat sich mehrfach in der auffallendsten Weise die Thatsache bemerkbar gemacht, daß die einzelnen Sorten derselben Kulturpflanze in sehr ungleicher Weise von Rostpilzen befallen werden, so daß also in der Auswahl gegen Rost widerstandsfähiger Sorten ein wichtiges Hilfsmittel gegeben sein kann.

Historisches.

Der Rost des Getreides war schon im Altertum bekannt, den Griechen unter dem Namen *εραβή*, den Römern als *rubigo* oder *robigo*. Die letzteren verehrten eine besondere Gottheit, *Robigo* oder *Robigus*, die sie durch Opfer und Feste, die sogenannten *Robigalien*, welche jährlich am 25. April gefeiert wurden, zur Abwendung der Krankheit geneigt zu machen suchten. Von der Natur des Rostes wußte man bis in den Anfang unseres Jahrhunderts nichts. Man hielt ihn für eine krankhafte Bildung der Pflanze, hervorgerufen durch ungünstige äußere, besonders Witterungs-Einflüsse. Persoon<sup>1)</sup> zählte diese Bildungen zum ersten Male 1801 unter den Pilzen auf. Damals herrschte aber unter den Botanikern die Meinung, daß diese Pilze nicht fortpflanzungsfähig seien, vielmehr durch spontane Zeugung aus den schon krankhaft veränderten Teilen der Nährpflanze sich bildeten. Unger<sup>2)</sup>, sowie nach ihm noch Meyen<sup>3)</sup>, behaupten, daß die Bildung der Sporen der Uredineen aus einer schleimigen Substanz geschehe, welche auf der äußeren Oberfläche der erkrankten Zellen abgeschieden werde und die Interzellulargänge erfülle; sie haben offenbar das Mycelium gesehen, aber

<sup>1)</sup> Synopsis methodica fungorum. (Göttingen 1801, pag. 225.

<sup>2)</sup> Die Erantheme zc. 1833.

<sup>3)</sup> Pflanzenpathologie. 1841, pag. 131.

nicht richtig erkannt. Erst Tulasne<sup>1)</sup> hat diese Parasiten genauer erforscht, von vielen Gattungen die Zusammengehörigkeit von Uredo- und Teleuto-  
sporen nachgewiesen und die Keimfähigkeit und Art der Keimung der  
Sporen kennen gelehrt. Der Entwicklungsang der generationswechselnden  
Uredineen ist zuerst durch de Bary<sup>2)</sup> an den wirtswechselnden Puccinia-  
Arten des Getreides aufgeklärt worden. In der Folge hat man noch von  
vielen andern Uredinaceen die Entwicklung erforscht, und es sind dadurch  
bereits zahlreiche generations- und auch wirtswechselnde Rostpilze, aber auch  
viele von einfacherem Entwicklungsang bekannt geworden.

### I. Uromyces Link.

Die Teleutosporen sind einzellig, hell- bis dunkelbraun, meist Uromyces.  
mit mehr oder weniger deutlicher, farbloser Stielzelle, unter sich nicht  
verwachsen, leicht abfallend, daher meist mehr oder weniger locker  
zulverige Häufchen bildend.

#### A. Lepturomyces.

Nur Teleutosporen werden gebildet; dieselben keimen sogleich nach der Lepturomyces.  
Reife.

1. *Uromyces pallidus* Nüssl., auf *Oytisus hirsutus* und *prostratus*, auf *Oytisus*.  
Sporenlager halbkegelförmig polsterförmig, bläulichbraun, auf oberseits bleichen  
Flecken der Blätter.

#### B. Micruromyces.

Nur Teleutosporen werden gebildet, in locker pulverförmigen Häufchen; *Micruromyces*.  
Sie keimen erst nach späterer Zeit.

2. *Uromyces Gageae* Beck (*Uromyces Ornithogali* Lé.), auf den auf *Gagea* und  
Blättern verschiedener Arten von *Gagea* und von *Ornithogalum umbellatum* *Ornithogalum*.  
polsterartig vorstpringende, längliche, braune Sporenlager bildend.

3. *Uromyces Scillarum* Winter, auf *Scilla bifolia* und *Muscari*. Auf *Scilla* und  
Arten bleiche Blattflecken verursachend, auf denen die runden Sporen- *Muscari*.  
häufchen mehr oder weniger keisförmig angeordnet sind.

4. *Uromyces Croci* Pass., auf *Crocus vernus*. Auf *Crocus*.

5. *Uromyces Ficariae* Winter, auf *Ranunculus Ficaria* bleiche auf *Ranunculus*.  
Blattstellen verursachend, welche an beiden Seiten Gruppen zahlreicher  
brauner Sporenhäufchen tragen; an den Blattstielen schmielenartige Ver-  
dickungen bewirkend.

6. *Uromyces Solidaginis* Nüssl., auf den Blättern von *Solidago* auf *Solidago*.  
*Virgaurea* unregelmäßige Gruppen von dunkelbraunen Sporenhäufchen  
bildend auf bleichen oder bräunlichen Flecken.

<sup>1)</sup> Mém. sur les Ustilaginées et les Uredinées. Ann. sc. nat. 3. sér.  
T. VII. und 4. sér. T. II.

<sup>2)</sup> Neue Untersuchungen über Uredineen. Monatsber. d. Berl. Akad. 1865.  
— Vergl. auch dessen Morphologie u. Physiologie der Pilze u. Leipzig 1866.  
pag. 184 ff; und neue Untersuchungen über Uredineen. Zweite Mitteilung.  
Monatsber. d. Berl. Akad. 19. April. 1866. — Recherches sur les champignons  
parasites. Ann. sc. nat. 4. sér. T. XX.



## C. Hemiuromyces.

- Hemiuromyces. Es werden nur Uredo- und Teleutosporen gebildet. Die Uredosporen sind hellbraun, seltener orangefarb, feinstachelig.
- Auf Allium und Gagea. 7. *Uromyces acutatus Fockel*, auf *Allium sphaerocephalum*, *victorialis* und *Gagea pratensis* und *arvensis* in Deutschland und Sibirien.
- Auf Veratrum. 8. *Uromyces Veratri Winter*, auf den Blättern von *Veratrum album* und *Lobelianum*.
- Auf Rumex. 9. *Uromyces Rumicis Winter*, auf den Blättern von *Rumex maritimus*, *palustris*, *conglomeratus*, *obtusifolius*, *crispus*, *Patientia Hydrilapathum*, *maximus*, *aquaticus*, *alpinus* etc. in kleinen, runden Sporenhäufchen auf oft geröteten Blattoberflächen; die vom Pilze bewohnten Stellen bleiben oft nach der Entfärbung der Blätter allein noch länger grün.
- Auf Rumex alpinus. 10. *Uromyces alpinus Schröt.*, auf den Blättern von *Rumex alpinus* in Schlesiens.
- Auf Chenopodium und Schoberia. 11. *Uromyces Chenopodii Schröt.*, auf Stengeln und Blättern von *Chenopodium fruticosum* und *Schoberia maritima* in Italien und Deutschland.
- Auf Dianthus etc. 12. *Uromyces Dianthi-Nieisl* (*Uromyces caryophyllinus Schröt.*), auf *Dianthus Caryophyllus*, *superbus*, *prolifer* und auf *Gypsophila paniculata* kleine, runde oder längliche Sporenhäufchen bildend.
- Auf Lychnis etc. 13. *Uromyces verruculosus Schröt.*, auf *Lychnis vespertina* und *Cucubalus baccifer* einzelne oder kreisförmig angeordnete Sporenhäufchen auf den Blättern, längliche Häufchen auf den Stengeln bildend. Teleutosporen feinwarzig.
- Auf Lychnis viscaria. 14. *Uromyces cristatus Schröt. et Nieisl*, auf *Lychnis viscaria* Teleutosporen mit länglichen, gebogenen Verdickungen.
- Auf Lepigonum. 15. *Uromyces sparsus Winter*, auf *Lepigonum medium* runde oder elliptische, stark gewölbte Sporenlager bildet.
- Auf Euphorbia. 16. *Uromyces scutellatus Liv.* [*Uromyces excavatus (DC.) Magnus*], auf *Euphorbia Cyparissias*, *Esula*, *Gerardiana*, *verrucosa* und andern Arten. Die befallenen Pflanzen verändern ihren Habitus, indem sie keine Blüten bringen, unverzweigt bleiben und mit lauter eirunden, kurzen Blättern dicht besetzt sind; die Unterseite der letzteren ist meist ganz bedeckt mit den runden Sporenhäufchen, welche bald wie runde, mit einem hoch sich öffnende Warzen, bald mehr wie flache Lager erscheinen und braune, staubige Häufchen von Teleutosporen darstellen; die Uredosporen sind meist nur spärlich den Teleutosporen beigemischt. Die Teleutosporen sind bald glatt, bald mit verschiedenartigen Verdickungen versehen.
- Auf Euphorbia exigua. 17. *Uromyces tuberculatus Winter*, auf *Euphorbia exigua*, welche in keiner Weise im Habitus verändert wird, zerstreute, runde oder längliche Sporenlager bildend. Teleutosporen mit großen Warzen bedeckt.
- Auf Pistacia. 18. *Uromyces Terebinthi Winter* (*Pileolaria Terebinthi Cast.*), auf den Blättern von *Pistacia Terebinthus* in Südeuropa. Die Teleutosporenlager sind schwärzlich-braune, runde Polster, ihre Sporen sind durch einen sehr langen, dauerhaften Stiel ausgezeichnet, rundlich kugelförmig, an der Einfüguungsstelle des Stiels vertieft genabelt. Die Uredosporenlager haben hell rotbraune Farbe und werden von Spermogontien begleitet<sup>1)</sup>.

<sup>1)</sup> Vergl. Schröter in Cohn's Beitr. zur Biologie der. Pfl. III. Heft 5, pag. 75.

19. *Uromyces Alechemillae* Winter, auf den *Alechemilla*-Arten Auf *Alechemilla*. orangegelbe, gestreckte Uredohäuschen und braune Teleutosporenlager bildend. Die befallenen Blätter bleiben kleiner und haben längere Stiele.

20. Verschiedene *Uromyces*-Formen auf Leguminosen, welche darin übereinstimmen, daß sie kleine, rundliche oder unregelmäßige, oft zusammenfließende Häuschen von braunen Uredosporen und dunkelbraunen Teleutosporen bilden, aber kein Aecidium besitzen. Die wichtigeren Leguminosenröste haben Aecidien und gehören daher in die Gruppe E. Die hierher gehörigen sind von den Autoren als verschiedene Arten beschrieben worden und zwar als *Uromyces punctatus* Schröt., auf *Astragalus glycyphyllus* und andern Arten (Fig 27), *Uromyces Cytisi* Schröt., auf Arten von *Cytisus* und *Genista*, *Uromyces Oxytropidis* Kunze, auf *Oxytropis*-Arten, *Uromyces Anthyllidis* Schröt., auf *Anthyllus vulneraria*, *Uromyces Ononidis* Pass. auf *Ononis*, *Uromyces Lupini* Berk. et Curt. auf *Lupinus luteus* und *albus*, *Uromyces striatus* Schröt. (3. Teil) auf *Lotus* und *Tetragonolobus*, *Uromyces Trigonellae* Pass. auf *Trigonella foenum graecum*. Die Unterschiede wurden auf die Beschaffenheit der Teleutosporen gegründet, welche mit verschieden großen Warzen punktiert, oft auch mit kurzen Keulen bedeckt sind. Nach Winter<sup>1)</sup> sollen aber diese Bekleidungen variabel sein, und er vereinigt deshalb alle diese Formen in eine Art *Uromyces Genistae tinctoriae* Winter. Tegenen will Hariot<sup>2)</sup> diese Formen zum Teil für specifisch selbständige angesehen wissen. Ein *Uromyces Glycyrrhizae* Magn., wurde auf *Glycyrrhiza glabra* aus der alten Welt und auf *G. lepidota* aus Nordamerika durch Magnus<sup>3)</sup> aufgefunden; derselbe weicht von den übrigen Papilionaceen-Rosten wesentlich dadurch ab, daß das Mycelium die ganzen Frühlingssprosse der Pflanze durchzieht und überall Uredohäuschen, jedoch ohne Spermatogonien bildet.

#### D. *Uromycopsis*.

Uredo-sporen fehlen; es werden aber außer Teleutosporen auch Aecidien gebildet.

21. *Uromyces Erythronis* Winter, auf *Lilium*-Arten, *Erythronium*, Auf *Fritillaria Meleagris*, *Scilla bifolia* und *Allium Victorialis*, die Aecidien, *Caecoma Lilii* Link, oft mit den dunkelbraunen Teleutosporenlagern gemischt oder auch gesondert.

22. *Uromyces Behenae* Winter, auf *Silene inflata*, *Otites* und andern Arten; Teleutosporenlager gesondert oder zwischen den Aecidien (*Aecidium Behenae* DC., *Caecoma Lychnidearum* Link), welche auf bleichen, oft violett gefärbten Flecken stehen. Auf *Silene*.

23. *Uromyces Aconiti* *Lycocotoni* Winter, auf *Aconitum* *Lycocotoni* Auf *Aconitum*. tonum kleine, dunkelbraune Sporenhäuschen bildend; die Aecidien (*Aecidium bifrons* DC.), auf gelben, verdickten Blattstellen.

24. *Uromyces minor* Schröt., auf *Trifolium montanum* in Schlesien. Auf *Trifolium montanum*.

25. *Uromyces Hedysari obscuri* Winter, auf *Hedysarum obscurum*. Auf *Hedysarum*. run. Sporen dicht warzig, mit großer Papille am Scheitel. Verschieden

<sup>1)</sup> Rabenhorst's Kryptogamenflora. Die Pilze. I, 1. Leipzig 1892, pag. 147.

<sup>2)</sup> Les *Uromyces* des Légumineuses. *Revue Mycol.* Januar 1892.

<sup>3)</sup> Ber. d. deutsch. bot. Gesellschaft. 1890, pag. 377.

- ist *Uromyces Hasslinskii* *De Toni*, auf *Hedysarum obscurum* in der Lutra durch den Mangel der Papille und sehr kleine Sporenhäufchen.
- Auf *Primula*. 26. *Uromyces Primulae integrifoliae* *Winter*, auf *Primula Auricula* und andern Arten.
- Auf *Verbascum etc.* 27. *Uromyces Verbasci Niessl*. (*Uromyces Scrophulariae Berk. et Br.*), auf *Verbascum*-Arten, *Scrophularia nodosa* und *Rhinanthus major* kleine, braune Sporenhäufchen bildend; die oft mit den Aecidien vermischt sind.
- Auf *Jasminum*. 28. *Uromyces Cunninghamianus Barclay*, auf *Jasminum grandiflorum* im Himalaya in Höhen zwischen 4000 und 5000 Fuß. Nach Barclay<sup>1)</sup> erzeugen die Sporidien der überwinterten Teleutosporen ein Mycelium, welches an Blättern und Stengeln junger Triebe starke Hypertrophien veranlaßt und Spermogonien und dann Aecidien hervorbringt. Später entstehen innerhalb der Aecidienbecher, die sich noch vergrößern, die Teleutosporen. Uredo fehlt. Die Aecidiumsporen haben die Rolle der fehlenden Uredosporen übernommen, denn sie keimen gleich nach der Reife und erzeugen wieder neue Aecidien, denen jedoch keine Spermogonien vorausgehen. Die neuen Aecidiumsporen erzeugen dann immer wieder neue Aecidien, in denen auch später Teleutosporen entstehen.
- Auf *Phytneuma*. 29. *Uromyces Phytneumatum Winter*, auf *Phytneuma spicatum* und andern Arten, meist über das ganze Blatt verbreiteten Sporenhäufchen bildend; die befallenen Blätter sind meist schmaler und länger gebielt.
- Auf *Adenostyles*. 30. *Uromyces Cacaliae Winter*, auf *Adenostyles albifrons* und alpina, auf rundlichen oder länglichen Blättern.
- Auf *Astragalus*. 31. *Uromyces lapponicus Lagerh.*, mit dem zugehörigen Aecidium *Astragali Eriks*, auf *Astragalus*.

E. *Euroomyces*.

Aecidien, Uredo- und Teleutosporen vorhanden.

## a. Autöcische Arten.

- Roß auf Runkel- und Zuckerrüben. 32. Der Roß der Runkelrüben, der Zuckerrüben, *Uromyces Betae Tul.* Die Blätter bedecken sich im Sommer auf beiden Seiten mit zahllosen, rotbraunen, rundlichen Uredohäufchen (*Uredo Betae Pers.*), welche durch die sie anfangs überziehende, dann aufplagende Epidermis hervorbrechen. Die dunkelbraunen Häufchen der Teleutosporen, welche gestielt, glatt, braun, am Scheitel mit Papille versehen sind, erscheinen teils in denselben Häufchen wie die Uredosporen, teils für sich an den Blattstielen. Die Blätter werden bei diesem Roß rasch gelb oder bräunlich und verderben. Manchmal sind nur einzelne Blätter von dem Pilze befallen, oft ist es die ganze Pflanze; ich sah sogar an Rübenpflanzen im Herbst alle Blätter und besonders auch die jungen Herzblätter unter Schwarzwerden erkrankt, so daß die Erscheinung der Herzfäule, die durch *Phoma Betae* verursacht wird, ähnlich sah; doch zeigte das Mycelium auch in den Herzblättern durch sein intercelluläres Wachstum deutlich seine Zugehörigkeit zu diesem Roßpilze. Kühn<sup>2)</sup> hat die Entwicklung dieses Pilzes verfolgt. Die Teleutosporen keimen im folgenden Frühling. Wenn ihre Sporidien auf Rübenblätter ausgesät werden, so entwickelt sich in diesen ein Aecidium, welches mit seinen zahlreichen Becherchen und Spermogonien oft das ganze

<sup>1)</sup> Transactions of the Linnean Soc. of London. 1891.<sup>2)</sup> Zeitschr. d. landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1869. Nr. 2.

Blatt bedeckt. Man findet daher auch das Aecidium im Frühling besonders an den Samenrüben. Die Keimschläuche der Aecidiumsporen können durch die Spaltöffnungen in Rübenblätter eindringen und dann in diesen wieder die Uredoform erzeugen. Die zu ergreifenden Vorbeugungsmaßregeln werden hiernach bestehen im Verbrennen des alten rostigen Rübenstrohes und in sorgfältiger rascher Entfernung solcher Rübenblätter, an denen sich im Frühjahr Aecidien bemerktlich machen.

33. *Uromyces Salicorniae* Winter, auf *Salicornia herbacea*, die auf *Salicornia*. dunkelbraunen Teleutosporenlager die polsterförmig, die Aecidien (*Aecidium Salicorniae* DC.), auf den Cotyledonen ganz junger Pflänzchen.

34. *Uromyces Acetosae* Schröt., auf *Rumex Acetosa* und *Acetosella* intensiv rote Flecken erzeugend; Teleutosporen mit hinfälligem Stiel, mit Würschen besetzt. Auf *Rumex*.

35. *Uromyces Aviculariae* Schröt. (*Uromyces Polygoni* Winter) auf *Polygonum avicular-* und *Rumex Acetosella*. Der Pilz hat ein Aecidium, welches im Frühling an den Cotyledonen und ersten Blättern dieser Pflanzen auftritt. Im Sommer erscheinen die rotbraunen, nicht selten die Blätter ganz bedeckenden Uredohäufchen, sowie auf den Stengeln die schwarzbraunen, der Unterlage fest anhaftenden Wärschen der Teleutosporen, welche glatt und durch sehr lange, dauerhafte Stiele ausgezeichnet sind. und *Rumex Acetosella*.

36. *Uromyces inaequaltus* Lauch (*Uromyces Silenes* Fockel), auf *Silene nutans*, meist freisförmig angeordnete Teleutosporenlager bildend, Aecidien auf gelblichen oder violetten Flecken. Auf *Silene*.

37. *Uromyces Geranii* Winter, auf *Geranium pratense*, palustre, pusillum und andern Arten; Sporenhäufchen klein, unregelmäßig oder freisförmig geordnet; Aecidium auf stark polsterförmig verdickten geröteten Blattstellen. Auf *Geranium*.

38. Der Kleeroft, *Uromyces apiculatus* Schröt. (*Uromyces Trifolii* Winter), auf *Trifolium pratense*, *repens*, *hybridum*, *medium*, *fragiferum*, *montanum* und *agrarium*, auch auf *Onobrychis*. Auf Klee und Esparsette.

Die Uredosporen bilden runde, längliche Häufchen auf den Blättern der Teleutosporen, welche unregelmäßig gestaltet, glatt und am Scheitel wenig oder nicht verdickt sind (Fig. 27), an den Blattstielen und Stengeln längliche, schwielenförmige schwarzbraune Lager. Die Aecidien stehen auf gewölbten Blattstellen oder an mehr oder weniger verkrümmten Blattstielen und Stengeln.

Möglichste Vernichtung des alten rostigen Klee Strohes und Entfernung etwa sich zeigender Aecidienstellen am jungen Klee sind Vorbeugungsmaßregeln hier, wie bei folgenden Arten dieser *Uromyces* Gruppe. In Nordamerika ist das reichliche Auftreten des Pilzes auf *Trifolium pratense* und *hybridum* beobachtet worden<sup>1)</sup>.



Fig. 27.

Teleutosporen der Roste der Papilionaceen.  
a *Uromyces Pisi*. — b *U. Viciae Fabae* (von *Orobis tuberosus*). — c *U. apiculatus* (von *Trifolium hybridum*). — d *U. Phaseolorum* (von *Phaseolus*). — e *U. striatus* (von *Trifolium arvense*). — f *U. punctatus* (von *Astragalus glycyphyllos*). — 200fach vergrößert

<sup>1)</sup> Coulter's Botanic. Gazette 1888, pag. 301.

Auf Ackerbohnen,  
Widen, Lathyrus  
und Orobus.

39. Der Widenrost, *Uromyces viciae fabae* Schröb., auf Ackerbohnen (*Vicia faba*), verschiedenen Widenarten, als *Vicia sativa*, *marbonensis*, *Cracca*, *dumetorum*, *pisiformis*, *angustifolia*, *lathyroides* etc., sowie auf *Ervum lens* und *hirsutum*, *Lathyrus palustris* und *Orobus*-Arten. Die Uredo- und Teleutosporenlager sind klein, rundlich, ordnungslos zerstreut; die Acidien (*Aecidium leguminosarum* Rabenh.) stehen in Gruppen oder sind über der ganzen Blattfläche verteilt. Die Teleutosporen sind glatt und am Scheitel stark verdickt (Fig. 27). Die Entwicklung dieses Rostes und die Zugehörigkeit des Acidiums ist durch de Bary<sup>1)</sup> ermittelt worden. Die Teleutosporen keimen in der Regel erst nach der Überwinterung; die Sporidien derselben dringen durch die Epidermiszellen in die Nährpflanze ein und bilden hier ein Mycelium, an welchem die Spermogonien und Acidien erscheinen. Die Acidiumsporen treiben ihre Keimförmchen durch die Spaltöffnungen in die Nährpflanze und bilden Mycelium, welches nach etwa einer Woche Uredo hervorbringt. Auch die Keimförmchen der Uredosporen dringen durch die Spaltöffnungen ein, woraus wieder Uredo- und später Teleutosporen hervorgehen. Zum Teil im Widerspruch hiermit stehen die Beobachtungen, welche Howright<sup>2)</sup> bei Infektionsversuchen gemacht haben will, wonach er durch Ausfaat von *Uromyces Viciae fabae* nur auf Bohnen und Erbsen ein Acidium erzielte, nicht auf den andern *Vicia*, *Lathyrus*- und *Ervum*-Arten.

Auf Phaseolus

40. Der Bohnenrost, *Uromyces Phaseolorum* Tul. (*Uromyces appendiculatus* Link.), auf *Phaseolus vulgaris* und *nanus*; die braunen Uredo- und die schwarzbraunen Teleutosporenlager sind rundlich, über die ganze Blattfläche verstreut; die Acidien bilden viele kleine Gruppen, die ebenfalls zerstreut auf den Blättern stehen. Die Entwicklung dieses Rostes ist ebenfalls durch de Bary aufgeklärt worden.

Auf Statice.

41. *Uromyces Limonii* Winter, auf *Statice Limonium* und andern Arten; die rundlichen Sporenlager stehen zerstreut oder kreisförmig; die Acidien (*Caeoma Statice* Kunt.), auf schwielartigen Verdickungen.

Auf Prunella.

42. *Uromyces Prunellae* Schneid., auf den Blättern von *Prunella vulgaris* in Schlessen.

Auf Valeriana.

43. *Uromyces Valerianae* Winter, auf *Valeriana officinalis*, dioica und andern Arten; Sporenlager unregelmäßige Gruppen bildend, Acidien auf polsterförmigen Verdickungen oder die ganze Blattfläche bedeckend.

#### b. Heterocidische Arten.

Auf Dactylis und  
andern Gräsern.

44. *Uromyces Dactylidis* Oth. (*Puccinella graminis* Focke), auf *Dactylis glomerata*, *Poa nemoralis*, *Festuca elatior* und *Arrhenatherum elatius*, ein dem Grasroste, besonders der *Puccinia striaeformis*, im äußeren sehr ähnlicher, übrigens nicht häufiger Rost. Die kleinen orangefarbenen Uredohäufchen haben kugelige Sporen, die mit fadenförmigen Paraphysen untermengt sind; die schwarzen Teleutosporenhäufchen stehen auf den Blattflächen und Blattseiden ziemlich zahlreich, sind klein, rund oder länglich, dauernd von der Epidermis bedeckt. Die Teleutosporen sind fast kugelig, oder verkehrt eiförmig, stets einzellig, mit einem der Spore fast gleichlangen

<sup>1)</sup> Ann. des sc. nat. 4. sér. T. XX.

<sup>2)</sup> Garden. Chronicle 1888, pag. 18 und 135.

farbloßen Stiel. Nach Schröter's<sup>1)</sup> Infektionsversuchen ist dieser Pilz gleich allen größerbewohnenden Uredineen heteröcisch, sein Aecidium ist das auf Arten von *Ranunculus*, nämlich *Ranunculus repens*, bulbosus, acris und *polyanthemus* vorkommende *Aecidium Ranunculacearum* DC., und es muß daher die Nähe dieser Kräuter, wenn sie von diesem Pilze befallen sind, als eine Gefahr für jene Gräser betrachtet werden. Erfolglos blieben Schröter's Versuche, die Sporidien auf *Ranunculus auricomus* und *Ranunculus Flammula* zu übertragen, obgleich auch auf diesen wie auf vielen andern *Ranunculaceen* Aecidien vorkommen. Letztere dürften daher zu andern Uredineen gehören.

45. *Uromyces Poae Rabenh.*, auf *Poa nemoralis* und *pratensis*, auf *Poa*.  
dem vorigen ganz ähnlich, aber ohne Paraphysen in den Uredohäufchen. Nach Schröter's<sup>2)</sup> Infektionsversuchen gehört hierzu das *Aecidium Ficariae Pers.* auf *Ranunculus Ficaria*; nach Florwight<sup>3)</sup> soll dagegen das *Aecidium* auf *Ranunculus repens* zu diesem Pilze gehören.

46. *Uromyces maritimae Plov.*, auf *Scirpus maritimus* in England, steht nach Florwight<sup>4)</sup> mit dem *Aecidium glaucis Dozy et Molkenb.* auf *Glaux maritima* im Generationswechsel. auf *Scirpus*.

47. *Uromyces lineolatus Winter*, auf gelblichen oder braunen Flecken der Blätter von *Scirpus maritimus*. Nach Tietel's<sup>5)</sup> Versuchen soll hierzu ein Aecidium gehören, welches sowohl auf *Hippuris vulgaris* (*Aecidium Hippuridis Joh. Kze.*), als auch auf *Stum latifolium* (*Aecidium Sii latifolii*) sich ausbilde. auf *Scirpus*.

48. *Uromyces Junci Winter* (*Puccinella truncata Fuck.*), auf *Juncus obtusiflorus* bräunliche oder gelbliche Flecken erzeugend. Hierzu gehört das *Aecidium zonale Duby* auf *Pulicaria dysenterica* und *Bupthalmum salicifolium*. auf *Juncus*.

49. Der Erbseurost, *Uromyces pisi Schrit.* (Fig. 27a) auf *Pisum sativum* und *arvense*, *Vicia Cracca* und *cassubica* und *Lathyrus silvestris*, *pratensis*, *tuberosus* und *sativus*, rundliche, rotbraune Uredo-Häufchen und ebensolche schwarzbraune Teleutosporen-Häufchen zerstreut auf Blättern und Stengeln bildend. Auf den genannten Nährpflanzen kommt kein Aecidium vor. Vielmehr steht mit dem Erbseuroste das auf *Euphorbia Cyparissias* häufliche *Aecidium Euphorbiae Gmel.* im Generationswechsel. Das ist durch Schröter<sup>6)</sup> bewiesen worden, indem es ihm gelungen ist, aus den Sporen des Aecidiums der Wolfsmilch auf Erbsen, *Vicia Cracca* und *Lathyrus pratensis* den Uredozustand des *Uromyces Pisi* zu erzeugen. Auch das auf *Euphorbia Esula* wachsende Aecidium erzeugt nach Alekahn<sup>7)</sup> den Erbseurost. Die von dem Aecidium befallenen Wolfsmilchpflanzen sind leicht an ihrem veränderten Habitus zu erkennen, welcher sehr ähnlich demjenigen ist, welchen der andere Wolfsmilchparasit *Uromyces scutellatus Pers.* erzeugt. Das Mycelium durchzieht einen ganzen oberirdischen Sproß und

<sup>1)</sup> Sitzungsber. d. schles. Ges. f. vaterl. kult. 6. Nov. 1873. Desgl. Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pflanzen I, Heft 3. 1875, pag. 7.

<sup>2)</sup> l. c. III, Heft 1, pag. 59.

<sup>3)</sup> Gardener's Chronicle 1890, pag. 682.

<sup>4)</sup> Hedwigia 1890, pag. 149.

<sup>5)</sup> Hedwigia 1875, pag. 98.

<sup>6)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenf. II, 1892, pag. 335.

zwar schon von dessen Jugendzustand an. Derselbe entwickelt sich infolge dessen in einer ganz abweichenden Form, die kaum noch an die Wolfsmilch erinnert. Diese Sprosse bilden niemals Blüten, sondern sind bis zur Spitze mit Blättern besetzt, gewöhnlich erreichen sie die Höhe der normalen nicht ganz, wachsen gerade aufrecht, völlig unverzweigt; die Blattstellung ist unverändert, aber die Blätter sind nicht wie sonst genau lineal, schmal und langgestreckt, sondern kaum ein Drittel so lang und länglichrund oder eirund. Alle diese Blätter sind auf der Unterseite vollständig mit den orangefarbenen Acidienbecherchen besetzt. Die ersten Blätter dieser Sprosse sind gewöhnlich noch annähernd normal; es folgen dann die abnormen, von denen die zuerst erscheinenden gewöhnlich nur mit zahlreichen, gelbbraunen, punktförmigen Spermogonien unterseits bedeckt sind, welche einen süßlichen Duft verbreiten; darauf kommen bis zur Spitze lauter acidientragende Blätter. Der Sproß schließt in dieser Form ab, selten wächst seine Endknospe später unter Bildung normaler Blätter weiter. Diese kranken Sprosse haben wohlgebildetes Chlorophyll, die Stengel und Blattoberseiten sehen grün aus, und alle Organe sind vollkommen lebensfähig; aber bald nachdem die Sporen gereift sind, sterben die Sprosse ab. Bei der Bekämpfung des Erbsenrostes würde also namentlich die Zerstörung der in der Nähe wachsenden Wolfsmilchpflanzen in Betracht kommen.

Unzernereit auf  
Medicago und  
Trifolium.

50. Der Unzernereit, *Uromyces striatus* Schrö. (*Uromyces Medicagois falcatae* Winter), auf *Medicago sativa*, media, falcata, lupulina und anderen Arten und auf *Trifolium arvense*, procumbens und striatum, von dem vorigen besonders durch die mit geflügelten selten längsleisten besetzten Teleutosporen (Fig. 27 a) unterschieden. Auch dieser Pilz ist in Nordamerika auf *Medicago lupulina* beobachtet worden<sup>1)</sup>. Nach neueren Angaben Schröter's<sup>2)</sup> soll dieser Rost ebenso wie der Erbsenrost (I. unten) sein Acidium auf *Euphorbia cyparissias* bilden, würde also entweder mit diesem zu vereinigen sein oder es würde das Acidium auf dieser Wolfsmilch als zu verschiedenen Rostpilzen gehörig zu betrachten sein.

#### F. *Uromyces*-Arten von unbekannter Stellung.

Auf *Euphorbia*.

51. *Uromyces Kalmusii* Sacc, auf *Euphorbia cyparissias* bei Prag, von *Uromyces scutellatus* durch größere Sporen und hervorstechende Sporenhäufchen unterschieden.

Auf *Salsola*.

52. *Uromyces Salsolae* Reich., auf *Salsola Soda* in Ungarn.

Auf *Brassica*.

53. *Uromyces Brassicae* Nüssl., auf Stengeln von *Brassica* in Graufreisch.

Auf *Dianthus*.

54. *Uromyces sinensis* Speg., an Blättern kultivierter *Dianthus sinensis* bei Peking.

Auf *Acacia*.

55. *Uromyces (Pileolaria) Pepperianus* Sacc., auf *Acacia*-Arten, besonders *A. salicina* in Australien, wo der Pilz sehr schädlich ist und das Eingehen der Sträucher zur Folge hat<sup>3)</sup>.

Auf *Primula*.

56. *Uromyces apiosporus* Hassl., auf *Primula minima* in Ungarn.

<sup>1)</sup> Coulter's Botanic. Gazette. 1888, pag. 301.

<sup>2)</sup> Bihe Schleiens I, pag. 306.

<sup>3)</sup> Vergl. Ludwig, Centralbl. f. Bacteriologie VII, pag. 83.

## II. Puccinia Pers.

Diese Gattung ist charakterisirt durch zweizellige, gestielte Teleutosporen, welche sich unterhalb der Epidermis entwickeln (Fig. 24, 29). Die Stielzelle ist farblos, die Spore ist durch eine Querscheidewand in eine obere und eine untere Zelle geteilt; beide Sporenzellen haben ein braunes, meist glattes Eriopodium<sup>1)</sup>. Die Teleutosporenlager erscheinen daher als schwarze oder braune Häufchen oder Krüsten. Bei der Keimung wird das Promycelium aus den oberen Theilen der Sporenzellen getrieben, deren jede einen einzigen Keimporus besitzt.

Puccinia.

### A. Leptopuccinia.<sup>2)</sup>

Nur Teleutosporen werden gebildet; dieselben reifen sogleich nach der Reife. Die Teleutosporenlager haben gewöhnlich die Form kleiner, halbfugeliger, festbleibender Krüster von hellbrauner Farbe.

1. Der Malvenrost, *Puccinia Malvacearum* Mont., auf verschiedenen Malvaceen, am meisten auf *Malva sylvestris*. *Althaea officinalis* und auf der bei uns kultivirten *Althaea rosea*. Er bildet an der unteren, seltener an der oberen Seite der Blätter erhabene, anfangs röthlichbraune, später dunkler braune Teleutosporenlager, welche auf der Blattmasse halbfugelig, auf den Nerven mehr länglich sind und an der andern Seite des Blattes durch einen etwas vertieften, misfarbigen, kranken Flecken bezeichnet sind. Bei reichlichem Ausstreuen werden die Blätter ganz verdorben; auch Nebenblätter und junge Früchte werden befallen. Der Parasit hat nur diese eine Generation; denn nach Magnus<sup>3)</sup> und Knoch<sup>4)</sup> keimen die Sporen sogleich nach der Reife; die Sporidientheile dringen in die Blätter der Nährpflanze ein und entwickeln ein mit starken Haustorien in die Zellen eindringendes Mycelium, welches auf die Eintrittsstelle beschränkt bleibt, so daß jedes Teleutosporenlager das Ergebnis einer besonderen Infektion ist. Diese rasche Entwicklung erklärt die leichte Ausbreitung der Krankheit. Dieselbe ist erst in jüngster Zeit in Europa eingewandert und verbreitet sich über den Erdteil. Sie ist in Chile einheimisch, wo sie schon von Bertero auf der dort kultivirten *Althaea officinalis* beobachtet worden ist (Montagne, *Flora chil.* VIII., pag. 43), kommt auch in Australien, z. B. in Melbourne, sowie am Cap auf denselben Nährpflanzen vor. Im Jahre 1873 erschien sie plötzlich in Europa; die Zeit ihrer Einwanderung läßt sich nicht genau

Malvenrost.

<sup>1)</sup> Es giebt *Puccinia*-Arten, besonders gräserbewohnende, bei denen manche Sporen ohne Querwand, daher einzellig sind und hiernach zu *Uromyces* (pag. 139) gehören müßten. Zankel hatte für einige solche Arten die Gattung *Puccinella* aufgestellt. Bei manchen Arten wird dieses Verhältniß geradezu Regel, diese sind natürlich zu *Uromyces* zu rechnen, wie *Uromyces Dactylis*, obgleich sonst alle gräserbewohnenden Roste zu *Puccinia* gehören. Man sieht hieraus, daß eine natürliche Grenze zwischen beiden Gattungen nicht besteht.

<sup>2)</sup> Die Gattung *Puccinia* zerfällt nach der Form des Entwicklungsanges des Rostpilzes in die analogen UnterGattungen wie *Uromyces*.

<sup>3)</sup> Bot. Zeitg. 1874, pag. 329.

<sup>4)</sup> Sitzungsber. d. phys.-medic. Soc. Erlangen 13. Juli 1874.



feststellen, wenigstens ist sie nach Ravenhorst's *Fungi europaei*, Nr. 1774 schon 1869 bei Castelferas in Spanien gesammelt worden. In jenem Jahre aber zeigte sie sich im Sommer fast gleichzeitig in Frankreich, so bei Bordeaux, Montpeutier etc., und in verschiedenen Gegenden Englands, im Oktober desselben Jahres schon bei Rastatt; 1874 wurde sie in ganz Holland, ferner bei Stuttgart, Erlangen, Nürnberg, zugleich auch bei Lübeck und auf Zünen, sowie in der Umgegend Roms und Neapels angetroffen, 1875 bei Erfurt, 1876 bei Münster, Bremen, Braunschweig, Greifswald, desgleichen bei Linz, in Krain, in der Lombardie, sowie in Ungarn, wo die Krankheit seitdem im Baagthale an der kultivierten *Althaea rosea* große Verstörungen angerichtet haben soll, 1877 in der Mark Brandenburg, bei Teichern an der Elbe, bei St. Goar am Rhein, in der Schweiz, sowie auch bereits bei Athen<sup>1)</sup>. Seit 1887 ist er auch bei Stockholm aufgetreten. Gegenwärtig ist er auch in Nordamerika sehr verbreitet, wohin er also auf weitem Umwege gelangt ist. Nach Farlow<sup>2)</sup> soll jedoch der amerikanische Malvenrost eine distincte Species oder Varietät sein, die *Puccinia Malvastri* Peck., welche durch mehr dunkel rötlichbraune Sporenhäufchen und etwas breitere und länger getriebene Sporen sich unterscheiden soll. Es ist kaum zweifelhaft, daß in vielen Fällen die Verbreitung auf dem Handelswege stattgefunden hat, durch den Verland lebender Pflanzen, vielleicht auch durch Sämereiwaren. Um die Krankheit zu verhüten, müssen alle mit dem Pilze befallenen Blätter der am Orte befindlichen Nährpflanzen möglichst beseitigt werden.

Auf *Buxus*. 2. *Puccinia Buxi* DC., an der Unterseite der Blätter von *Buxus sempervirens*.

Auf *Circaea*. 3. *Puccinia Circaeae* Pers., auf *Circaea lutetiana*, *intermedia* und *alpina*, zweierlei Teleutosporenlager bildend, hellbraune, deren Sporen sofort keimen, und dunkelbraune, deren Sporen dies erst im Frühjahr thun.

Auf *Chrysosplenium*. 4. *Puccinia Chrysosplenii* Griseb. auf *Chrysosplenium*. Doch soll diese Art nach Dietel<sup>3)</sup> noch eine weitere Sporenform besitzen, welche mit *Puccinia Saxifragae* (s. unten) identisch ist.

Auf *Carnophyllaceen*. 5. *Puccinia Caryophyllacearum* Walbr. (*Puccinia Arenariae* Schneid., *Puccinia Dianthi* DC., *Puccinia Spargulae* DC.), an zahlreichen Carnophyllaceen (wo die Formen oft wieder nach den Nährpflanzen benannt worden sind), und zwar besonders *Astinen*, namentlich *Stellaria Holostea*, *media*, *nemorum*, *graminea* etc., *Möhringia trinervia*, *Arenaria serpyllifolia*, *Sagina procumbens* etc., *Malachium aquaticum*, *Cerastium triviale*, *glomeratum*, *Spargula pentandra*, sowie auf der als Futterpflanze kultivierten *Spargula arvensis*, ferner auch auf Sileneen, wie *Dianthus barbatus*, *plumarius*, *Lychnis diurna*, *vespertina*, *Agrostemma Githago*, *Silene acaulis*, auch auf *Corrigiola* und *Herniaria*. Der Pilz bildet nur Teleutosporen, welche

<sup>1)</sup> Die Berichte über die Wanderung sind zu finden in Bot. Zeitg. 1874, pag. 329 und 361, und 1875, pag. 119 und 675, sowie in Zuit. bot. Jahresb. für 1877, pag. 67–68 und 129. Die Verbreitung auf bisher verschonte Gegenden geht immer weiter; 1878 fand ich den Pilz auch zum erstenmale bei Leipzig. Seit der Zeit ist er wohl in Deutschland überall verbreitet.

<sup>2)</sup> Ref. in Zuit. bot. Jahresb. 1885, I, pag. 289.

<sup>3)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1891, pag. 35.

an der Unterseite der Blätter und an den Stengeln in halbkugelförmigen, graubraunen, fest auf der Nährpflanze haftenden Räschen stehen und lang gestielt, in der Mitte eingeschnürt und blaßbraun sind. Auf breiten Blättern stehen die Räschen in runden Gruppen beisammen, auf schmalen Zeilen sind sie in eine Reihe gestellt und stehen oft zusammen. An den befallenen Stellen verlieren die Organe ihre grüne Farbe. An dem die Rosten bewohnenden Pilz hat de Bary<sup>1)</sup> die Entwicklung verfolgt; die Teleutosporen keimen sogleich nach ihrer Reife noch auf der Nährpflanze; die Keimfäden der Sporidien dringen in die Spaltöffnungen der Nährpflanze ein und erzeugen wieder die Teleutosporenform, also ohne Generationswechsel. Dieser Rost wird also sogleich durch Ansteckung von den Pflanzen, die den Pilz tragen, auf gesunde Pflanzen verbreitet. Cooke<sup>2)</sup> führt eine Beobachtung an, nach der der Pilz durch den Rostenjamen verbreitet werden zu können scheint.

6. *Puccinia Thlaspeos* Schubert, auf *Thlaspi alpestre* und mon- auf *Thlaspi tanum* und auf *Arabis hirsuta*; außerdem *Puccinia Thlaspidis* Vuill., *Arabis*, auf *Thlaspi alpestre* in den Bergen

7. *Puccinia solida* Schweb., (*Puccinia Atragene* Fackel, *Puccinia* auf *Atragene Anemones virginianae* Schweb.), auf *Atragene alpina*, *Anemone montana*, und *Anemone alpina* und *silvestris*.

8. *Puccinia Schweinfurthii* Magn<sup>3)</sup>, auf *Rhamnus Staddo* in auf *Rhamnus* der Kolonie Gritträa; das Mycelium durchzieht ganze Sprosse und ver- Staddo.  
wandelt sie in Herben um, auf deren Blättern es fruktifiziert. Es werden nur Teleutosporen beschrieben; der Pilz gehört also vielleicht mit in diese Abteilung.

9. *Puccinia Globulariae* DC. (*Puccinia grisea* Winter), auf auf *Globularia Globularia vulgaris* und *nudicaulis* in den Alpen.

10. *Puccinia Glechomatis* DC. auf *Glechoma hederacea*, *Salvia* auf *Glechoma glutinosa* und *Lophanthus nepetoides* halbkugelige, graubraune Häufchen auf den Blättern bildend; Teleutosporen elliptisch oder fast kugelig, mit hellem etc.  
Spitzen am Scheitel.

11. *Puccinia annularis* Strauss (*Puccinia Teucrii* Fackel), auf auf *Teucrium Teucrium Scorodonia* und *Chamaelys*; Sporen am Scheitel abgerundet oder verschmälert, aber ohne Spitzen.

12. *Puccinia Veronicae* Winter, auf *Veronica officinalis*, mon- auf *Veronica u. tana*, *urticifolia*, *spicata*, *longifolia*, *alpina* und *Paederota Agria*. Diese Paederota.  
Art hat zweierlei Teleutosporen: seltener keimende, die nicht vom Stiele abfallen, und leicht abfallende, nicht seltener keimende\*. Außerdem werden noch unterschieden: *Puccinia Veronicae Anagallidis* Oudem., auf *Veronica Anagallis*, und *Puccinia Albulensis* Magn., auf *Veronica alpina*.

13. *Puccinia Valantiae* Pers., auf *Galium cruciatum*, *vernum*, auf *Galium Molugo*, *verum*, *sylvaticum* und *saxatile*, an den Blättern in runden, blaßbraunen Häufchen auf gelben Flecken, an Stengeln und Blütenstielen in länglichen Schwielen oft unter Verkrümmungen der Zeile auftretend.

<sup>1)</sup> Recherches sur les champ. parasites. Ann. des sc. nat. 4. sér. T. XX.

<sup>2)</sup> Refer. in Beitr. f. Pflanzenkrankheiten II, 1892, pag. 244.

<sup>3)</sup> Vergl. Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. X, pag. 43.

<sup>4)</sup> Vergl. Schröter, Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pflanzen III, Heft 1, pag. 89, und Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1890, pag. 167.

- Auf Crucianella. 14. *Puccinia Crucianellae* Desm., auf *Crucianella* in Frankreich.  
 Auf Aster etc. 15. *Puccinia Asteris* Duby, (*Puccinia Millefolii* Fockel, *Puccinia*  
*Doronici* Nysl. etc.), auf *Aster Amellus*, *Tripolium* und *alpinus*, *Achillea*  
*Millefolium*, *Ptarctica* und *Clavennae*, *Artemisia austriaca*, *Doronicum*  
*austriacum*, *Centaurea Scabiosa*, *montana* und *maculosa* und auf *Cirsium*  
*oleraceum* halbkuglig polsterförmige Häufchen bildend.

B. *Micropuccinia*.

- Micropuccinia*. Nur Teleutosporen werden gebildet, in locker pulverförmigen, schwarz,  
 braunen oder schwarzen Häufchen; sie keimen erst nach späterer Zeit. Unter  
 die folgenden Arten sind theilich auch solche aufgenommen, welche doch  
 vielleicht auch Uredosporen und vielleicht auch ein Aecidium besitzen, welche  
 aber bisher nur in der Teleutosporenform bekannt sind.
- Auf Koeleria. 16. *Puccinia longissima* Schröt., auf *Koeleria cristata* schwarz,  
 braune, durch die Epidermis hervortretende längliche Lager bildend, Sporen  
 einmal keulenförmig, kurz gestielt<sup>1)</sup>.
- Auf Tulipa. 17. *Puccinia Tulipae* Schröt., auf *Tulipa Gesneriana* kleine, rund-  
 liche ordnungslos oder in streifen stehende Häufchen bildend.
- Auf Ornithogalum. 18. *Puccinia Lojakajana* Thüm., auf *Ornithogalum umbellatum*  
 längliche bis lineale, oft zusammenfließende Häufchen bildend.
- Auf Narcissus. 19. *Puccinia Schröteri* Pass., auf *Narcissus poeticus* längliche,  
 oft zusammenfließende Häufchen bildend.
- Auf Galanthus. 20. *Puccinia Galanthi* Unger, auf *Galanthus nivalis* bleiche Blatt-  
 flecken verursachend.
- Auf Geranium. 21. *Puccinia Morthieri* Kütz. (*Puccinia Geranii* Fockel), auf *Geranium*  
*sylvaticum* in kleinen, runden Sporenlagern auf Flecken, die an  
 der Oberseite blasig aufgetrieben und blutrot gefärbt sind; Teleutosporen  
 glatt.
- Auf Geranium. 22. *Puccinia Geranii silvatici* Karst., auf *Geranium sylvaticum*  
 Anschwellungen, Verkrümmungen und Trehungen verursachend, auf denen  
 die Sporenlager dicht gedrängt sitzen. Teleutosporen warzig. In den Alpen,  
 in Lappland, auch im Himalaya. Nach Barclay<sup>2)</sup> treten die Teleuto-  
 sporen innerhalb eines Jahres in zwei Generationen auf, welche beide sofort  
 oder nach einem Ruhestadium keimen können.
- Auf Viola. 23. *Puccinia Fergussoni* Berk et Br., auf *Viola palustris* und  
*epipsila* runde gelbliche Flecken verursachend.
- Auf Viola. 24. *Puccinia alpina* Fockel, auf *Viola biflora* aufgetriebene Blat-  
 stellen und Schwielen an Stengeln und Blattstielen verursachend.
- Auf Cardamine. 25. *Puccinia Cruciferarum* Rud., auf *Cardamine alpina*, *resedifolia*  
 und *Hutchinsia alpina* und *brevicaulis*.
- Auf Dentaria. 26. *Puccinia Dentariae* Winter, auf *Dentaria bulbifera*, An-  
 schwellungen an den Blattstielen und Blättern verursachend.
- Auf Draba. 27. *Puccinia Drabae* Rud., auf *Draba aizoides* am Blüthenstängel  
 und an den jungen Schößchen.
- Auf Arabis u. Erysimum. 28. *Puccinia Holboellii* Kütz., auf *Arabis Holboellii* und *Erysimum*  
*hieracifolium* in Längsmark.

<sup>1)</sup> Vergl. Schröter in Eohn's Beitr. z. Biologie d. Pflanzen III, pag. 70.

<sup>2)</sup> Ann. of Botany 1890, pag. 27.

29. *Puccinia Thalictri Chevall.*, auf *Thalictrum minus*, *flavum*, auf *Thalictrum aquilegifolium* und *Jacquinianum* in kleinen Sporenlagern über die ganze Blattfläche zerstreut.

30. *Puccinia singularis Magn.* (*Puccinia Bäumeri Lagerh.*), auf auf *Anemone. Anemone ranunculoides*, abweichend durch die Lage des Keimporns der unteren Teleutosporenzellen auf der Mitte der Seitenwand<sup>1)</sup>.

31. *Puccinia Atrageneis Hausskn.*, auf *Atragene alpina*. Auf *Atragene*.

32. *Puccinia Saxifragae Schlecht.*, auf *Saxifraga granulata*, rotun- Auf *Saxifraga*.  
*disfolia*, *longifolia*, *Aizoon*, *mutata* und *aizoides*. Nach Dietel<sup>2)</sup> wären jedoch hier wieder verschiedene Arten zu unterscheiden.

33. *Puccinia Sedi Kcke.*, auf *Sedum elegans* dicht stehende, runde Auf *Sedum*.  
Sporenlager bildend.

34. *Puccinia Aegopodij Link.*, auf *Aegopodium Podagraria*, Auf *Aegopodium*.  
*Imperatoria Ostruthium* und *Astrantia major* in kleinen Sporenlagern an Blättern und Blattstielen, oft Anschwellungen und Verkrümmungen verursachend.

35. *Puccinia enormis Fockel.*, auf *Chaerophyllum Villarsii*, An- Auf *Chaerophyllum*.  
schwellungen, Krümmungen und Drehungen verursachend.

36. *Puccinia sandica Johans.*, auf *Epilobium anagallidifolium* in Auf *Epilobium*.  
Nerwegen.

37. *Puccinia asarina Kze.*, auf *Asarum europaeum*. Auf *Asarum*.

38. *Puccinia Betonicae Winter.*, auf *Betonica officinalis*. Auf *Betonica*.

39. *Puccinia Vossii Kcke.*, auf *Stachys recta*. Auf *Stachys*.

40. *Puccinia rubefaciens Johans.*, auf *Galium boreale* in Nor- Auf *Galium*.  
wegen.

41. *Puccinia Campanulae Carm.*, auf *Campanula Rapunculus* Auf *Campanula*.  
und *Jasione montana*.

42. *Puccinia Virgaureae Winter.*, auf *Solidago Virgaurea* sehr Auf *Solidago*.  
kleine, punktförmige Sporenlager bildend.

43. *Puccinia Peckiana Howe.*, auf *Rubus villosus* und *occiden-* Auf *Rubus*.  
*talis* in Amerika, von Lagerheim<sup>3)</sup> auch auf *Rubus arcticus* in Lap-  
land gefunden.

### C. Hemipuccinia.

Es werden nur Uredo- und Teleutosporen gebildet, bei manchen kommen Hemipuccinia. auch zugleich Spermogonien vor, aber Aecidien fehlen. Die Uredosporen sind orangegelb, oder hell- oder rötlichbraun, feinstachelig, seltener glatt. Die Teleutosporen stehen in schwarzbraunen oder schwarzen locker pulverförmigen oder feststehenden Häufchen. Auch unter den hier zusammengestellten Formen sind noch viele, deren Entwicklungsgang noch unbekannt ist, und von denen wahrscheinlich noch Aecidien werden nachgewiesen werden. Insbesondere dürfte das von den hier aufgezählten, Gräser und Halbgräser bewohnenden Formen zu erwarten sein.

44. Der Maisrost, *Puccinia Maydis Carrad* (*P. Sorghi Schw.*), Auf *Mais*.  
auf den Blättern von Mais in elliptischen braunen Häufchen von Uredo-  
sporen (*Uredo Zeae Desm.*) und tief schwarzen, nicht von der Epidermis

<sup>1)</sup> Vergl. Magnus, Sitzungsber. d. Ges. naturf. Freunde zu Berlin, 1890, pag. 29 und 145, und Lagerheim, Hedwigia 1800, pag. 172.

<sup>2)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1891, pag. 35.

<sup>3)</sup> Botaniska Notiser 1887, pag. 60.

- bedeckten Häufchen von Teleutosporen; letztere sind kurzgestielt, länglich-rund, am Scheitel abgerundet, aus zwei ziemlich gleichen Zellen zusammengesetzt. Dieser Rost ist in Italien häufig, wo er schon 1815 bekannt war; kommt aber jetzt auch in Deutschland vor. In Nordamerika ist er seit längerer Zeit auf Mais und Sorgho beobachtet worden; desgleichen hat man ihn im Saylande gefunden.
- Auf Mais und Sorgho. 45. *Puccinia purpurea* Cooke, auf den Blättern von Mais und Sorgho rote Flecken erzeugend, mit braunen Uredosporen und schwarzbraunen Teleutosporenhäufchen. In Ostindien und Südafrika.
- Auf Brachypodium. 46. *Puccinia Baryi* Winter, auf *Brachypodium silvaticum* und *pinnatum*; die Uredohäufchen gelb, mit Paraphysen, die Teleutosporen lange von der Epidermis bedeckt bleibend, Sporen unregelmäßig, sehr kurz gestielt.
- Auf Molinia. 47. *Puccinia australis* Kke., auf *Molinia serotina*; die Uredohäufchen orangegelb, die Teleutosporen lang gestielt, aus der Epidermis hervorbrechend.
- Auf Festuca. 48. *Puccinia gibberosa* Lagerh., auf *Festuca silvatica* bei Freiburg i. Br., mit bläßbraunen Uredosporen; Teleutosporen kurzgestielt.
- Auf Cynodon. 49. *Puccinia Cynodontis* Desm., auf *Cynodon Dactylon*, Uredosporen hellbraun, Teleutosporen langgestielt.
- Auf Anthoxanthum. 50. *Puccinia Anthoxanthi* Fuekel, auf *Anthoxanthum odoratum*; Uredohäufchen roßgelb, Teleutosporen sehr langgestielt, hervorbrechend.
- Auf Andropogon. 51. *Puccinia Cesatii* Schröt., auf *Andropogon Ischaenum*; Uredosporen braun, Teleutosporen langgestielt.
- Auf Elymus. 52. *Puccinia Elymi* Westend., auf *Elymus arenarius* bei Ostende; Uredosporen rot, Teleutosporen kurz gestielt.
- Auf Carex. 53. *Puccinia microsora* Kke., auf *Carex vesicaria* gelbe Uredohäufchen und kleine, längliche Teleutosporenlager bildend, in denen häufig einzellige neben den zweizelligen Teleutosporen vorkommen.
- Auf Carex. 54. *Puccinia carleicola* Fuekel, auf *Carex supina*, Teleutosporen wie bei den vorigen, am Scheitel stark verdickt.
- Auf Luzula. 55. *Puccinia Luzulae* Lib. (*Puccinia oblongata* Winter), auf *Luzula campestris* und *pilosa*, mit sehr bläß gelben, glatten Uredosporen; Teleutosporen am Scheitel stark verdickt.
- Auf Luzula. 56. *Puccinia obscura* Schröt., auf *Luzula campestris*, *multiflora*, *pilosa*, *maxima* und *pallescens*, mit hellbraunen, stacheligen Uredosporen; Teleutosporen mit schwach verdicktem Scheitel.
- Auf Juncus. 57. *Puccinia litoralis* Reestr. (*Puccinia Junci* Winter), auf *Juncus conglomeratus* und *compressus*, Uredosporen roßfarben.
58. *Puccinia Veratri* Niessl, auf *Veratrum album*.
59. *Puccinia Allii* Winter, auf *Allium oleraceum*; meist um ein centrales, gelbes Uredosporenlager stehen die von der Epidermis bedeckt bleibenden, mit braunen Paraphysen gemischten Teleutosporenlager.
- Auf Asphodelus. 60. *Puccinia Asphodeli* Duby, auf *Asphodelus* in Frankreich und Italien.
- Auf Iris. 61. *Puccinia Iridis* Winter, auf *Iris germanica* und andern Arten.
- Auf Polygonum. 62. *Puccinia Polygoni* Alb. et Schweb., auf *Polygonum Convolvulus* und *dumetorum*, mit rotbraunen Uredohäufchen und polsterförmigen, besonders an den Stengeln sitzenden Teleutosporenlagern, deren Sporen ziemlich lang gestielt, am Scheitel stark verdickt sind.

63. *Puccinia Polygoni amphibii* Pers., auf *Polygonum amphibium* zimtbraune Uredo-Häufchen und kleine, von der Epidermis lange bedeckt bleibende Teleutosporenlager bildend. Auf *Polygonum amphibium*.
64. *Puccinia Bistortae* DC., auf *Polygonum Bistorta* und viviparum, fleine Häufchen auf gelben oder braunen Blattscheiden bildend. Auf *Polygonum Bistorta* etc.
65. *Puccinia mamillata* Schröt., auf *Polygonum Bistorta* in Schlesien, von der vorigen durch warzenartige Spitzchen am Ende und an der Seite der Teleutosporen unterschieden. Auf *Polygonum Bistorta*.
66. *Puccinia Rumicis* Lasch (*Puccinia Acetosae* Körn.), auf *Rumex Acetosella* und *arifolius*, auf Blättern und Stengeln. Auf *Rumex scutatus*.
67. *Puccinia Rumicis scutati* Winter, auf *Rumex scutatus*. Auf *Oxyria*.
68. *Puccinia Oxyriae* Fockel, auf *Oxyria digyna*. Auf *Oxyria*.
69. *Puccinia Nolitantigeris* Corda (*Puccinia argentata* Winter), auf *Impatiens nolitangere*, in kleinen, ründlichen Sporenlagern. Auf *Impatiens*.
70. *Puccinia Oreosellini* Strauss, auf *Peucedanum Oreoselinum* und *alsaticum*. Magnus<sup>1)</sup> hat die Entwicklung wie folgt ermittelt. Das wahrscheintlich aus den Sporidienkeimen der überwinterten Teleutosporen hervorgehende, zuerst sich bildende Mycelium erreicht im Blatte eine große Ausdehnung und entwickelt erst Spermogonien, dann große Rasen, in denen zuerst die gelbbraunen Uredo-, dann die warzigen Teleutosporen erzeugt werden. Die Keimschläuche der Uredosporen dringen in die Spaltöffnungen der Blätter ein und entwickeln hier als zweite Generation ein die Eintrittsstelle nur wenig überschreitendes Mycelium, welches zugleich ein kleines Häufchen von Uredo-, dann Teleutosporen auflegt. Auf *Peucedanum*.
71. *Puccinia bullata* Pers., auf Sellerie, wo der Pilz in England zu Sellerie und schädlich geworden ist<sup>2)</sup>, *Peterfilie*, *Aethusa Cynapium*, *Seseli*, *Libanotis*, anderen Umbelliferen *Cnidium*, *Silau*, *Archangelica*, *Thyselinum*, *Laserpitium*, *Peucedanum*, *Cervaria*, *Anethum graveolens*, *Conium maculatum*, ründliche oder längliche zerstreute Sporenhäufchen bildend, ohne Spermogonien; Teleutosporen glatt. Cooke<sup>3)</sup> führt eine Beobachtung an, nach der der Sellerierost durch den Samen verbreitet werden zu können scheint.
72. *Puccinia Cicutae* Lasch, auf *Cicuta virosa*, ohne Spermogonien; Teleutosporen grobwarzig. Auf *Cicuta*.
73. *Puccinia Castagnei* Thüm., auf *Apium graveolens* bei Marjeille und Eyon, von den beiden vorigen Arten durch seinstachelig punktierte Teleutosporen unterschieden. Auf *Apium*.
74. *Puccinia Anthrisci* Thüm., auf *Anthriscus sylvestris*; Uredo- und Teleutosporen fein netzförmig gezeichnet. Auf *Anthriscus*.
75. Der Rost der Steinobstgehölze, *Puccinia Pruni* Pers., auf Rost der Steinobstgehölze. den Blättern von *Prunus spinosa*, *domestica*, *insititia* und *armeniaca*, *Persica vulgaris* und *Amygdalus communis*, in Deutschland und Italien sowie in Nordamerika beobachtet. Der Pilz bildet auf der unteren Blattseite dunkelbraune, standige Häufchen von Teleutosporen, welche kurz gestielt, an der Oberfläche stachelig und in der Mitte stark eingeschnürt sind, indem sie aus zwei fast kugelrunden Zellen bestehen, die einander gleich sind oder deren untere etwas kleiner ist. Manchmal geht diesen Sporen kein Uredo

<sup>1)</sup> Hedwigia 1877, Nr. 5.

<sup>2)</sup> Gardener's Chronicle 1876, pag. 531, 623, 690, und 1886, pag. 756.

<sup>3)</sup> Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 244.

voraus, andre Male ist es der Fall: auf der unteren Blattseite erscheinen zuerst kleine hellbraune Häufchen länglicher Uredosporen, denen dann in denselben Häufchen die Teleutosporen folgen. Die befallenen Blätter färben sich früher oder später gelb oder braun.

Auf *Prunus cerasus*. 76. *Puccinia Cerasi Winter* (*Mycogone Cerasi Bérang.*), auf *Prunus cerasus*, mit Teleutosporen, welche glatt, in der Mitte nur wenig eingesehnt und fast farblos sind.

Auf *Vinea*. 77. *Puccinia Vinea Berk.* (*P. Berkeleyi Pers.*, auf *Vinea minor* und *herbacea*; den Teleutosporen gehen Uredolager voraus, welche teils mit Spermogonien gemischt, teils ohne solche auftreten.

Auf *Strachys*. 78. *Puccinia Stachydis DC.*, auf *Stachys recta*, kleine ründlich postterförmige Uredo- und Teleutosporenhäufchen bildend.

Auf *Plantago*. 79. *Puccinia Plantaginis West.*, auf *Plantago lanceolata* in Belgien.

Auf *Cirsium*. 80. *Puccinia suaveolens Pers.*, auf *Cirsium arvense*, von den andern Rostpilzen der Kompositen durch ihre biologischen Verhältnisse und durch die eigentümliche Erkrankung, die sie an den Achselknoten hervorbringt, sehr abweichend. Der Pilz durchzieht die ganze Pflanze; die das Mycelium in sich tragenden Sprosse scheinen zeitiger und schneller als die gesunden, schon im April oder Mai, in die Höhe. Ein Acidium hat dieser Pilz nicht, wohl aber werden allwärts auf der Unterseite der Blätter zahllose Spermogonien in Form kleiner, dunkler Pünktchen sichtbar, welche um diese Zeit einen eigentümlichen süßen Geruch um die Pflanze verbreiten. Unmittelbar darauf bedeckt sich die Unterseite aller Blätter mit den rotbraunen, stäubenden, ründlichen, oft zusammenfließenden Häufchen von kugelförmigen, braunen Uredosporen (*Uredo suaveolens Pers.*). Diese Sprosse zeigen übrigens in ihrer Gestalt nichts Abnormes; aber sie kommen nie zur Blüte und verwelken, nachdem die Sporen zur Entwicklung gelangt sind, schnell. Köttrup<sup>1)</sup> hat auf ein eigentümliches Generationsverhältnis bei diesem Pilze aufmerksam gemacht. Das Mycelium, welches Spermogonien und Uredo erzeugt, perenniert in den unterirdischen Teilen der Wästel und dringt von hier aus auch in die jungen oberirdischen Sprosse. Es bildet hier hauptsächlich Uredo und nur wenige Teleutosporen. Aus den Uredosporen aber entwickelt sich im Juli eine zweite Generation, jedoch nur auf solchen Exemplaren, die von der ersten Generation nicht angegriffen worden und die dann auch ihre normale Entwicklung vollenden, indem in ihnen das Mycelium nur flüchtig an den Blättern auftritt und nur wenige eiförmige braune Uredosporen, dagegen eine Menge Teleutosporen bildet. Diese zweite Form kann mit der auf Wästel vorkommenden *Puccinia Compositarum* leicht verwechselt werden. Nach Magnus<sup>2)</sup> ist der auf *Centaurea Cyanus* vorkommende Rostpilz mit *Puccinia suaveolens* identisch und hat auch dieselbe Entwicklung, nur daß das Mycelium der ersten Generation nicht perenniert (vergl. unten *Puccinia Compositarum* pag. 159).

Auf *Sonchus*. 81. *Puccinia Sonchi Desm.*, auf *Sonchus arvensis*, ründlich postterförmige Uredo- und Teleutosporenlager ohne Spermogonien bildend; zweizellige Teleutosporen mit zahlreichen einzelligen gemischt.

<sup>1)</sup> Verhandl. d. skandinav. ersten Naturforscher-Versammlung zu Kopenhagen 1873. Vergl. Bot. Zeitg. 1874, pag. 556.

<sup>2)</sup> Sitzungsber. des bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 30. Juli 1875.

82. *Puccinia Tanacetii Balsamitae* Winter, auf *Tanacetum* auf *Tanacetum*. Balsamitae, rundliche ober verlängerte Sporenlager, ohne Spermatogonien, bildend.

83. *Puccinia Carthami* Corda, auf kultiviertem *Carthamus tinct.* auf *Carthamus*. torius in Schlesien und Böhmen.

84. *Puccinia Picridis* Hasd., auf *Picris* in Ungarn.

auf *Picris*.

85. *Puccinia helvetica* Schröt., auf *Asperula taurina* Uredo- und auf *Asperula*. Teleutosporen bildend.

86. *Puccinia Taraxaci* Plov., auf *Taraxacum* in England, mit auf *Taraxacum*. braunen Uredosporen und mit Spermatogonien.

87. *Puccinia Heideri* Wettst., auf *Campanula barbata* in Steier. auf *Campanula*. marf.

#### 1). Pucciniopsis.

Uredosporen fehlen; es werden aber außer Teleutosporen auch Aecidien Pucciniopsis. gebildet.

88. *Puccinia Liliacearum* Duby, auf den Blättern von *Ornithogalum umbellatum*, *nutans*, *pyrenaicum* und *Gagea lutea*, wegen der beizalum und *Gagea*. Puccinien ungewöhnlichen Krankheitserscheinung bemerkenswert. Die Blätter sind in ihrer oberen Hälfte bis an die Spitze abnorm verdickt, daher keulenförmig und wegen der Schwere dieses Teiles etwas gekrümmt. Der franke Teil ist dicht bedeckt mit zahlreichen, kleinen, halbfugeligen Wärgchen, die auf ihrem Scheitel eine grübkchenförmige Mündung bekommen; es sind die kleinen Teleutosporenlager; aus den Mündungen werden die braunen, sehr kurzgestielten, verkehrt eiförmigen, in der Mitte schwach eingeschnürten Teleutosporen in zierlichen Stanten herausgequieft, wobei jedoch die Sporen nicht durch Schleim, sondern nur durch Adhäsion aneinanderhängen. Die Blätter und ihre Keulen bleiben während der Entwicklung des Pilzes grün, sterben aber früher als gewöhnlich ab. Der Pilz verhält sich auch biologisch eigentümlich, indem auf den hypertrophierten Teilen mit den Teleutosporenhäufchen zusammen, jedoch in der Entwicklung ihnen etwas vorausgehend, Spermatogonien als kleine, orangefarbene Punkte mit farblosen, ovalen Spermatien auftreten. Der vollständige Entwicklungsengang des Pilzes ist noch unbekannt. Indessen sollen nach Winter<sup>1)</sup> auch vereinzelt Aecidien vorkommen, die ich jedoch bei den von mir im April 1878 bei Dresden epidemisch auf *Ornithogalum umbellatum* beobachteten Pilze nicht gefunden oder übersehen habe.

89. *Puccinia Anemones* Pers. (*Puccinia fusca* Winter), auf der auf *Anemone*. Unterseite der Blätter von *Anemone nemorosa* und *ranunculoides*, sowie von *Pulsatilla*-Arten, gleichmäßig verteilte, runde, oft zusammenhängende, lebhaft braune, staubige Häufchen von Teleutosporen ohne Uredo. Die Teleutosporen sind mäßig lang gestielt, in der Mitte eingeschnürt, aus 2 fast gleichen, fugeligen Zellen bestehend und mit warzigem Epispermium versehen. Die befallenen Blätter sterben zeitig ab. Die Aecidien kommen immer getrennt von der Teleutosporengeneration auf besonderen Individuen vor. Die Aecidienfrüchte (*Aecidium leucospermum* DC.), sind gleichmäßig und zahlreich über die ganze untere Blattfläche verteilt, haben farblose Sporen, und zugleich stehen kleine, punktförmige, dunkle Spermatogonien dazwischen, sowie an der oberen Blattseite. Die von den Aecidien befallenen Pflanzen zeichnen

<sup>1)</sup> Rabenhorst's Kryptogamenflora I. 1, Leipzig 1884, pag. 194.



sich durch ihre eigenthümliche Erkrankung aus. Das Mycelium ist im ganzen Blatte verbreitet; diese Blätter wachsen etwas früher und schneller als die gesunden hervor, der Stiel ist bei steif aufrechter Richtung länger, die Teile der Blattfläche kürzer und schmaler als im normalen Zustande. Auch diese Blätter sterben bald nach der Entwicklung des Pilzes ab. Die so befallenen Pflanzen bleiben ohne Blüten; seltener bilden sich solche, die aber dann in einzelnen Teilen abortiert sind<sup>1)</sup>. Schröter (l. c.) erklärt das *Aecidium leucospermum* als Generation der genannten *Puccinia*. — Außerdem wird auf *Anemone sylvestris* noch eine *Puccinia compacta* de By. unterschieden.

- Auf Trollius und Aconitum. 90. *Puccinia Trollii* Karst., auf Trollius europaeus und Aconitum Lycoctonum; die Teleutosporenlager bringen blasige Aufreibungen und Schwielen an den Blättern hervor. Auf Aconitum, aber nicht auf Trollius ist ein Aecidium, welches rundliche Gruppen bildet, bekannt; es ist aber unentschieden, ob es hierher gehört.
- Auf Falcaria. 91. *Puccinia Falariae* Pers., auf Falcaria Rivini, über die ganze Blattfläche verteilte kleine dunkelbraune Teleutosporenlager bildend. Auf derselben Pflanze findet sich im Frühlinge häufig das Aecidium Falariae DC., welches mit seinen kleinen, punktförmigen Spermogonien die gesamte Oberfläche der Blätter dieser Pflanze bedeckt, worauf die Aecidienbecher auf der ganzen Unterseite des Blattes hervorbrechen. Nach de Bary steht dieses Aecidium im Generationswechsel mit der auf der nämlichen Nährpflanze vorkommenden eben genannten Puccinie.
- Auf Carum. 92. *Puccinia Bulbocastani* Fockel (*Puccinia Bunii* Winter), auf Carum Bulbocastanum, woselbst auch das zugehörige Aecidium (Aecidium Bunii DC.) auftritt.
- Auf Penedanum. 93. *Puccinia carniolica* Voss, auf Penedanum Schottii in Krain.
- Auf Smyrnium. 94. *Puccinia Smyrnii* Biv., auf Smyrnium Olusatrum in Frankreich, Italien und England.
- Auf Ribes. 95. *Puccinia Ribis* DC., auf den Blättern von Ribes rubrum, Grossularia, alpinum, nigrum und petraeum an der Oberseite der Blattfläche hervorbrechend, gelb oder rötlich gefäunte, rauhe, dunkelbraune Teleutosporenhäufchen bildend. Uredo fehlt; wohl aber giebt es auf verschiedenen Arten von Ribes ein Aecidium Grossulariae DC., auf Blättern und Früchten, von welchem freilich nur vermutet werden kann, daß es eine Generation dieser Puccinia darstellt.
- Auf Thymus. 96. *Puccinia caulicola* Schneider (*Puccinia Schneideri* Schröter), auf Thymus serpyllum, die Teleutosporenlager auf schwielenförmigen Verdickungen der Stengel, Blattstiele und Rippen; dazu gehört wahrscheinlich das Aecidium Thymi Fockel.
- Auf Valeriana. 97. *Puccinia Valerianae* Carst., auf Valeriana officinalis, mit Aecidien und Teleutosporenlager gleichzeitig bildend.
- Auf Senecio etc. 98. *Puccinia conglomerata* Winter (*Puccinia Senecionis* Lév.), auf Senecio nemorensis, Homogyne alpina und Adenostyles albifrons und alpina, kleine, rundliche Teleutosporenlager bildend. Nach Dietel<sup>2)</sup> sollen

<sup>1)</sup> Vergl. Schröter in Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pilz. III, Heft 1, pag. 61 und Brand- und Rostpilze Schlesiens. Abhandl. d. schles. Ges. 1869.

<sup>2)</sup> Vergl. Magnin, Compt. rend. 1890, pag. 913.

<sup>3)</sup> Hedwigia 1891, pag. 291.

aber hier fünf verschiedene Arten enthalten sein, nämlich *Puccinia conglomerata* Kze. et Schm., auf *Homogyne alpina*; *Puccinia Senecionis* Lib., auf *Senecio saracenicus*, *nemorensis*, *triangularis*; *Puccinia expansa* Link, auf *Senecio Doronicum*, *cordatus*, *subalpinus*, *aquaticum*, *Adenostyles*, *alpina* und *albifrons*; *Puccinia Trautschelii* Diet., auf *Cacalia hastata*. *Puccinia uralensis* Trautsch., auf *Senecio nemorensis*.

99. *Puccinia Bellidiasetri* Winter, auf *Bellidiastrum Michelii*.

Auf *Bellidiastrum*.

#### E. Eupuccinia.

Acidien, Uredo- und Teleutosporen vorhanden.

Eupuccinia.

##### a. Aufsteigende Arten.

100. Der Lauch- oder Zwiebelrost, *Puccinia Porri* Winter, auf allen grünen Teilen der Zwiebeln (*Allium fistulosum* und *Cepa*), des Schnittlauchs, von *Allium Porrum* und vieler andrer *Allium*-Arten. Die rotgelben Uredohäufchen sind rund oder elliptisch, konvex, bleiben lange von der hellen Epidermis bedeckt, die zuletzt über ihnen aufplatzt, treten in großer Anzahl auf, fließen daher stellenweise zusammen und bewirken rasch in ihrer Umgebung eine Verfärbung des Grün in Gelb; ihre Sporen sind rund oder eiförmig (*Uredo limbata* Rabenh.). Die Teleutosporen erscheinen bald nach jenen an denselben Organen und in ebenso geförmten, schwarzlichen Häufchen, welche dauernd von der Epidermis bedeckt bleiben; sie sind mit einem ziemlich kurzen, farblosen Stiel versehen, braun, am Scheitel nicht verdickt, und es fehlt hier sehr vielen Sporen die Querscheidewand in der Mitte, so daß diese einzellig sind; daher ist der Pilz auch *Uromyces alliorum* DC. und *Puccinia mixta* Fockel genannt worden. An denselben Nährpflanzen kommt ein Acidium vor, welches vielleicht in den Entwicklungsstadium dieses Pilzes gehört. Vernichtung des rostigen Zwiebelstrohes und Wegnahme der acidientragenden Teile sind als Vorbeugungsmittel zu empfehlen.

Zwiebelrost.

100a. Der Spargelrost, *Puccinia Asparagi* DC., auf den grünen Teilen des Spargels im Sommer und Herbst rostbraune Uredohäufchen und danach zahlreiche schwarze Kläschen von Teleutosporen bildend, in deren Umkreis meist das Gewebe gelb wird. Wahrscheinlich gehört zu diesem Schmaroger ein im Frühjahr selten auf den grünen Teilen des Spargels vorkommendes Acidium. Verbrennen des rostigen Strohes im Herbst und Abzuschneiden der Spargelzweige, auf denen im Frühjahr das Acidium sich zeigen sollte, sind Gegenmittel.

Spargelrost.

101. *Puccinia Silenes* Schrot., auf *Silene inflata* in kleinen, unregelmäßigen Lagern von hellbraunen Uredo- und dunkelbraunen Teleutosporen, Acidien auf bleichen Blattflecken.

Auf *Silene*.

102. Der Beilchenrost, *Puccinia violae* DC., auf den Blättern von *Viola odorata*, *sylvestris*, *canina*, *hirta* u. a., sowie auf kultivierten Stiefmütterchen, auch auf Beilchenarten in Nord-Amerika. An der Unterseite der Blätter und an den Blattstielen erscheinen im Sommer und Herbst zahlreich und oft die ganze Blattfläche bedeckend kleine hellbraune Uredohäufchen, denen die dunkelbraunen Teleutosporen folgen, welche leicht abfallen und kurz gestielt, glatt, in der Mitte nicht eingeschnürt sind. Die befallenen Blätter entfärben sich und verderben rasch. Wahrscheinlich steht mit dem Schmaroger im Generationswechsel das Acidium *violae* Schum., welches im Frühling auf denselben Nährpflanzen erscheint und dieselben ganz verun-

Beilchenrost.

staltet, indem die Acidien Stengel und Blattstiele, die dann abnorm anschwellen, und Teile der Blätter und selbst Blüten ganz überziehen. Auch hier kommt oft schon auf den acidientragenden Teilen die zweite Generation des Pilzes zur Entwicklung, nachdem die Acidien reife Sporen gebracht haben.

- Auf Caltha. 103. *Puccinia Calthae Link.*, auf *Caltha palustris* mit glatten Teleutosporen; Acidien auf Blattflecken oder Schwielen am Blattstiel.
- Auf Caltha. 104. *Puccinia Zopfii Winter*, ebenfalls auf *Caltha palustris*, Uredo und Acidien dem vorigen gleich, aber die Teleutosporen feinwarzig.
- Auf Pimpinella etc. 105. *Puccinia Pimpinellae Strauss.* (*Pimpinellae reticulata de By.*). Auf *Pimpinella*, *Angelica*, *Trinia*, *Athamantia*, *Ostericum*, *Heracleum*, *Eryngium*, *Anthriscus*, *Chaerophyllum*, *Myrrhis* etc. Teleutosporen mit kegelförmig gezeichneten Sporen. Die Uredo bildet zahlreiche, lebhaft braune, staufige, runde Häufchen, die Teleutosporen dunkelbraune Kösschen an der Unterseite der Blätter; Acidien auf verdickten Blattflecken oder Schwielen.
- Auf Sanicula 106. *Puccinia Saniculae Grw.*, auf *Sanicula europaea* mit glatten Teleutosporen; Acidien auf roten Blattflecken.
- Auf Bupleurum. 107. *Puccinia Bupleuri Rud.*, auf verschiedenen *Bupleurum*-Arten mit ebenfalls glatten Teleutosporen; Acidien über die ganze Blattfläche zerstreut.
- Auf Ferulago. 108. *Puccinia Ferulae Rud.*, auf *Ferulago galbanifera*.
- Auf Myricaria. 109. *Puccinia Thümeniana Foss.*, auf *Myricaria germanica*.
- Auf Epilobium. 110. *Puccinia pulverulenta Grw.* (*Puccinia Epilobii DC.*). Auf *Epilobium hirsutum*, *parviflorum*, *roseum* und andern Arten. Wahrscheinlich gehört dazu das *Aecidium Epilobii DC.*
- Auf Aristolochia. 111. *Puccinia Aristolochiae Winter*, auf *Aristolochia Clematitis* und *rotunda*.
- Auf Thesium. 112. *Puccinia Thesii Winter*, auf verschiedenen *Thesium*-Arten.
- Auf Fragaria. 113. *Puccinia Fragariae Bard.*, auf *Fragaria vesca* in Simla in Indien.
- Auf Primula. 114. *Puccinia Primulae Winter*, auf *Primula elatior*, *officinalis* und *acaulis*.
- Auf Soldanella. 115. *Puccinia Soldanellae Winter*, auf *Soldanella*-Arten.
- Auf Mentha etc. 116. *Puccinia Menthae Pers.*, welche in Europa *Mentha arvensis*, *aquatica*, *silvestris*, *viridis*, *pipperita*, die Arten von *Thymus*, *Satureja*, *Origanum*, *Calamintha*, *Clinopodium*, in *America*, sowie am say verwandte Labiaten befallt. Die blasförmigen, runden, zahlreichen Uredohäufchen (*Uredo Labiatarum DC.*) bedecken die untere Fläche des Blattes, welches an diesen Stellen oberseits rötlich oder bräunlich gefleckt ist. Später erscheinen ebendasselbe die kleinen, runden, dunkelbraunen Häufchen der Teleutosporen; letztere sind leicht ablösbar, mäßig lang gestielt, rundlich, am Scheitel mit Papille und mit warziger Membran. Auch ein *Aecidium* kommt auf diesen Nährpflanzen vor, welches in den Entwicklungsgang des Parasiten gehören könnte.
- Auf Salvia. 117. *Puccinia obtusa Schröt.*, auf *Salvia verticillata*; Teleutosporen abgestutzt, mit glatter Membran.
- Auf Convolvulus. 118. *Puccinia Convolvuli Winter*, auf *Convolvulus arvensis* und *sepium*.
- Auf Sweetia. 119. *Puccinia Sweetiae Winter*, auf *Sweetia perennis*.
- Auf Gentiana. 120. *Puccinia Gentianae Link.*, auf *Gentiana Crucata*, *asclepiadea*, *Pneumonanthe*, *utriculosa* und *ciliata*.

121. *Puccinia Adoxae* DC., auf *Adoxa moschatellina*. Die Ent- Auf *Adoxa*.  
wicklung beginnt nach Schröter<sup>1)</sup> mit dem *Aecidium albescens* Grw. auf  
derselben Pflanze im Frühling. Die Aecidiumsporen erzeugen jenen Pilz,  
und zwar zuerst Uredo-, dann die Teleutosporen, die auf Stengeln, Blatt-  
stielen und Blättern dunkelbraune Häufchen bilden.

122. *Puccinia galiorum* Link., auf vielen Arten von *Galium* und Auf *Galium* und  
*Asperula*, kleine, rostbraune Uredohäufchen und konvere, dunkelbraune *Asperula*.  
Häufchen von Teleutosporen auf der Unterseite der Blätter und an den  
Stengeln bildend. Die befallenen Teile färben sich gelb oder braun. Diesem  
Pilze geht an den Blättern im Frühling *Aecidium galii* Pers. voraus.

123. *Puccinia Compositarum* Schlechtend., auf sehr vielen Compo-Auf Compositen  
siten, jedoch nur auf Cichoriaceen und Cynareen, und zwar auf Arten von und Cynareen.

*Hieracium*, *Crepis*, *Pieris*, *Taraxacum*, *Leontodon*, *Cichorium*, *Prenanthes*,  
*Lactuca*, *Mulgedium*, *Lampsana*, *Centaurea*, *Lappa*, *Cisium*, *Carduus*,  
*Serratula*, in Europa und auch in Nordamerika sehr häufig. Der Schmarotzer  
bildet ziemlich kleine, aber zahlreiche, auf der Unterseite oder auf beiden  
Seiten der Blätter, auch an den Stengeln hervorragende Uredo- und  
Teleutosporenhäufchen. Die befallenen Blätter werden vorzeitig mißfarbig  
und vertrocknen. Die Uredohäufchen enthalten braune Sporen (*Uredo flos-*  
*culosorum* Alb. et Schw.); die schwarzbraunen oder schwarzen Teleutospore-  
häufchen sind durch leicht ab lösbare, ziemlich dünnwandige, ungefähr eiförmige,  
in der Mitte nicht eingeschnürte Sporen ausgezeichnet. Der Entwickelungs-  
gang dieser Rostformen ist noch keineswegs klar und es sind hier wohl  
verschiedene Rostpilzarten zu unterscheiden. Auf denselben Pflanzen, besonders  
häufig auf *Taraxacum officinale*, *Lampsana* und *Lappa*, kommt das  
*Aecidium Compositarum* Mart. vor; es bildet auf der Unterseite der Blätter  
isolierte, runde Gruppen, wo an der entsprechenden Stelle die Oberseite des  
Blattes mehr oder weniger gerötet ist. Nach Magnus brachten die Aecidium-  
sporen von *Taraxacum*, auf *Hieracium* gelöst, die *Puccinia Compositarum*  
hervor. Andererseits ist von einem auf *Taraxacum* vorkommenden Aecidium  
die Zugehörigkeit zu *Puccinia sylvatica* (s. u.) nachgewiesen. Ferner hat  
Schröter<sup>2)</sup> als *Puccinia Hieracii* Schum. eine Form bezeichnet, welche  
auf den obengenannten Compositen vorkommt und nach Schröter kein  
Aecidium haben soll, also der *Puccinia suaveolens* (Z. 154) ähnelt und ihre  
Entwickelung mit *Spermogonien* beginnt, welche lokal auf schwieligen Erhaben-  
heiten der überwinterten Blätter im Frühjahr aufsteigen, aber sehr bald durch  
die an derselben Stelle erscheinenden Uredohäufchen verdrängt werden, in  
denen auch schon Teleutosporen vorkommen. Der Pilz verbreitet sich dann  
durch Uredosporen, und erst vom August an erscheinen wieder Teleutosporen  
im Uredo oder in eigenen Häufchen. Uredo- und Teleutosporen sind denen  
der *Puccinia Compositarum* gleich. Endlich ist eine eigentümliche Form  
zu erwähnen, welche auf *Centaurea montana* vorkommt, die *Puccinia*  
*montana* Fockel. Diese hat ähnlich wie *Puccinia suaveolens* (Z. 154)  
zwei Generationen von Uredo- und Teleutosporen. Sie im Frühjahr auf-  
stehenden Uredolager, in denen später Teleutosporen gebildet werden, sind  
über die ganze Blattfläche dicht verbreitet und die von ihnen bewohnten  
Pflanzen sind schwächer, bleicher, schmalblättriger als die gesunden und

<sup>1)</sup> Vergl. Schröter, Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pflanzen III, Heft 1, pag. 77.

<sup>2)</sup> Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pflanzen III, Heft 1, pag. 73.

meist steril; es kommen aber keine Spermogonien dabei vor. Die später erscheinenden kleinen Lager von Uredo- und Teleutosporen stehen in regellosen Gruppen auf unveränderten Blättern. Ob ein auf derselben Pflanze vorkommendes Aecidium in den Entwicklungsstadium dieser Puccinia gehört, wie Winter<sup>1)</sup> annimmt, ist noch fraglich. — Winter (l. c.) trennt noch eine Puccinia Prenanthis ab, die auf Arten von Lactuca Prenanthes und Mulgedium sich findet und besonders wegen eines auf dieser Pflanze vorkommenden Aecidiums (Aecidium Prenanthes Pers.), welches Winter zu dieser Puccinia zieht, abweichend sein soll, weil dasselbe keine Peridienumhüllung besitze und nur mit einem kleinen, unregelmäßigen Loch am Scheitel sich öffne. — Schröter<sup>2)</sup> trennt auch noch Puccinia Cirsii lanceolati Schröt., auf Cirsium lanceolatum, Puccinia Lampsarum Fuckel, auf Lampsana und Crepis paludosa, und Puccinia Crepidis Schröt., auf Crepis virens und tectorum als aecidienbildende Arten ab.

Auf Tragopogon.

124. Puccinia Tragopogonis Corda, auf Tragopogon pratensis, ein von de Bary<sup>3)</sup> in seiner Entwicklung verfolgter Parasit. Derselbe hat ein Aecidium, dessen Mycelium im Frühling die ganze Pflanze durchzieht und über alle grüne Teile verbreitete Aecidien entwickelt. Die Aecidiumsporen auf Blätter gesät, bringen hier ein streng lokalisiertes Mycelium hervor, welches die Teleutosporen ohne oder mit spärlicher Uredo entwickelt. Doch besteht hier keine strenge Scheidung auf verschiedene Individuen; ich fand auf denselben Pflanzen, die mit schon älteren Aecidien bedeckt waren, die Teleutosporenhäufchen. Letztere sind rund oder elliptisch, bleiben ziemlich lange von der Epidermis bedeckt und enthalten leicht sich ablösende, denen der Puccinia compositarum sehr ähnliche Sporen. Ganz ähnlich ist die Puccinia Podospermi DC. auf Podospermum, Scorzonera und Rhagadiolus, die aber nach Schröter<sup>4)</sup> regelmäßig und reichlich Uredo bildet.

Auf Artemisia etc.

125. Puccinia discoidearum Link (Puccinia Artemisiaeum Duby., Puccinia Tanacetii DC.), auf den Blättern von Artemisia Dracunculus, Artemisia Absinthium und vulgare, Tanacetum vulgare und Chrysanthemum in kleinen, runden, braunen Uredoahäufchen und in eben solchen, schwarzen, aus der Epidermis hervorbrechenden Häufchen von Teleutosporen, welche derbwandig, ziemlich lang gestielt sind und der Unterlage fest anhaften. Die vom Pilze befallenen Blätter verfärben sich allmählich und vertrocknen. Mit diesem Parasit ist vielleicht identisch der Sonnenrosettenpilz, Puccinia helianthi (Alb. et Schw.). Derselbe ist in Nordamerika auf Helianthus annuus und tuberosus seit langer Zeit bekannt, zeigt sich aber seit 1866 epidemisch und verheerend im südlichen Russland auf den dort im Großen zur Ölgewinnung gebauten Sonnenrosen und verbreitet sich seitdem westwärts, hat sich in Italien, Ungarn und Schlesien und auch anderwärts in Deutschland gezeigt. Seine Sporen stimmen mit dem eben genannten überein, nur sind die Sporenhäufchen entsprechend größer; dieselben erscheinen auf den Laub- und Hüllblättern der Sonnenrose, und die befallenen Teile werden vorzeitig welk, schwarz und vertrocknen. Woronin<sup>5)</sup> hat den

<sup>1)</sup> l. c. pag. 208.

<sup>2)</sup> Kryptogamenflora Schlesiens. Pilze, pag. 313—319.

<sup>3)</sup> Recherches sur les champ. parasites. Ann. sc. nat. sér., 4. T. XX.

<sup>4)</sup> l. c. pag. 79.

<sup>5)</sup> Bot. Zeitg. 1872, Nr. 38 u. 39.

Entwickelungsgang dieses Pilzes vollständig verfolgt: die Teleutosporen keimen leicht im Frühlinge des nächsten Jahres, schwerer schon im Juli, nicht mehr im zweiten Jahre. Auf Sonnenrosenblättern bringen sie ein von Spermogonien begleitetes Aecidium hervor; aus den Sporen dieses entwickelt sich auf derselben Nährpflanze sogleich die Uredo- und Teleutosporengeneration. Man hielt den Sonnenrost früher für eine eigene Spezies. Woronin<sup>1)</sup> hat nun aber junge Pflänzchen der Sonnenrosen durch Teleutosporen der *Puccinia discoidearum* von *Tanacetum vulgare* angestekt; es bildeten sich Aecidien, und aus den Sporen dieser entwickelte sich das Mycelium mit den Uredohäufchen. Auch an den eben genannten Nährpflanzen hat man ein Aecidium beobachtet, welches im Frühling den Sommer- und Teleutosporen vorangeht. Trotz dieses Nachweises bezweifelt Schröter<sup>2)</sup>, daß durch diese Puccinien der eigentliche Sonnenrost erzeugt werden könne, der vielmehr eine Kulturvarietät zu sein und nur schwer auf andre Pflanzen überzugehen scheine, indem er betont, daß im Westen Deutschlands, bis wohin der Sonnenrost noch nicht vorgedrungen, trotz der großen Verbreitung des Rostes auf *Tanacetum* und *Artemisia* die Sonnenrose intact bleibe. Zur Verhütung dieser gefährlichen Krankheit muß man die alten, rothigen Stengel und Blätter der Sonnenrosen verbrennen, und es mag auch gerathen sein, die Unkräuter, welche Nährpflanzen dieser Puccinie sein könnten, von den Äckern zu entfernen; auch muß man die Blätter mit den etwa sich zeigenden ersten Aecidien im Frühling sorgfältig abspühen.

#### B. Heteroecische Arten.

126. Der gemeine Getreide- oder Grasrost, *Puccinia graminis Pers.*, der gewöhnlichste Rost an unsern Getreide, nämlich am Roggen, Weizen, Gerste, Hafer, und zwar an allen Arten dieser Cerealien, außerdem an vielen Gräsern, besonders häufig an *Triticum repens*, *Lolium perenne*, *Dactylis glomerata*, *Agrostis vulgaris*. Dieser Pilz scheint mit den Gramineen über die ganze Erde verbreitet zu sein; so ist er auch in Nordamerika an Gräsern wie an Cerealien, desgleichen am Kap der guten Hoffnung sowie auf dem Weizen in Indien gefunden worden. In unsern Gebirgen geht er mit dem Getreide bis an dessen obere Grenze. Er siedelt sich in allen grünen Theilen seiner Nährpflanze an, am reichlichsten an den Blattoberflächen und Scheiden. Zuerst erscheinen die Häufchen der Uredosporen: meist in großer Zahl über die Oberseite, bisweilen auch über die Unterseite des Blattes zerstreute, längliche bis strichförmige, den Nerven parallele, rostrote, pulverige Häufchen, welche durch die Epidermis hervordringen (Fig. 24). Rings um dieselben bildet sich in der Blattsubstanz ein schmaler, gelber oder mäßig-farbiger Hof, der das Absterben des Gewebes an dieser Stelle anzeigt. Oder das umgebende Gewebe erhält sich wohl auch lange grün, und nur die von den Sporenhäufchen eingenommenen Stellen selbst haben erkranktes Gewebe. Nicht selten sind alle Blätter befallen. Ist dies schon in einer frühen Entwicklungsperiode der Fall, wo die Pflanze der Thätigkeit der Blätter noch bedarf, so ist eine kümmerliche Entwicklung der Ähre und mangelhafte oder selbst ganz unterdrückte Bildung der Körner die Folge. Aber der Pilz selbst kann sich auf die oberen Theile des Halmes und

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1873, pag. 340.

<sup>2)</sup> Hedwigia 1875, pag. 181.

sogar bis in den Blütenstand, besonders auf die Spelzen verbreiten und dann bringt er auch hier dieselbe Krankheit wie an den Blättern hervor und trägt noch viel mehr zu einem Mißraten der Körner bei. Je nach der Entwicklungsperiode der Pflanze, in welcher der Parasit in sie gelangt, ist also die Schädigung in der Körnerproduktion größer oder geringer. Die Uredosporen haben länglich runde oder elliptische Gestalt, sind ungefähr 0,036 mm lang, 0,018 mm breit; die Keimsporen befinden sich auf der Mitte der längeren Seiten. Der Uredozustand dieses Rostes führte früher den Namen *Uredo linearis Pers.* Die leichte Ausbreitung des Pilzes und der Krankheit von Pflanze zu Pflanze, von Acker zu Acker erklärt sich aus der Leichtigkeit, mit welcher diese Sommersporen durch den Wind und durch Insekten verbreitet werden können, aus der ungeheuren Anzahl, in der sie gebildet werden (in dem Sporenhäufchen gehen auf die Länge eines Millimeters ungefähr 50 in einer Reihe nebeneinanderstehende Sporen) und aus der schnellen Keimung. In Wassertropfen erfolgt letztere schon in wenigen Stunden; ein starker Tau, ein schwacher Regen genügt dazu. Späterhin, wenn die Sporenbildung in den Uredohäufchen nachläßt, brechen die schwarzen, strichförmigen Häufchen der Teleutosporen durch die Epidermis hervor; manche bilden sich an derselben Stelle, wo ein Uredohäufchen stand, so daß nach Verschwinden der roten Sporen an derselben Stelle die Teleutosporen erscheinen. Beim Getreide stehen die meisten schwarzen Sporenhäufchen auf den untersten Blattscheiden und Halmgliedern, so daß nach der Ernte die Mehrzahl derselben auf der Stoppel zurückbleibt. Bei niedrigeren Gräsern, deren dürre Halme über Winter stehen bleiben, sind sie gleichmäßiger, selbst bis in die Ähre verbreitet (z. B. bei *Triticum repens*). Die Teleutosporen sind von ungefähr vertieft eiförmiger Gestalt, mit ziemlich regelmäßig rund gewölbtem Scheitel und einem Stiel ungefähr von der Länge der Spore (Fig. 24, V). Das zum gemeinen Getreiderost gehörige *Acidium* ist nach den Untersuchungen de Vary's<sup>1)</sup> das *Acidium Berberidis Pers.* auf der Berberitze oder dem Sauerdorn, auf dessen Blättern und jungen Früchten es durch die von den Teleutosporen erzeugten Sporidien im Frühling hervorgerufen wird. Die zahlreichen, kleinen, orangefarbenen Becherchen sitzen an der Blattunterseite in Gruppen auf positiertartig verdickten, gelben Stellen (Fig. 26, A), die an der oberen Blattoberseite durch eine Rötung des Gewebes bezeichnet sind; und an dieser Seite stehen die kleinen punktförmigen Spermogonien, von denen oft auch welche an der Unterseite in der Peripherie der Acidiengruppe sich befinden. Eine genauere Beschreibung dieses Pilzzustandes ist Z. 135 (Fig. 26) gegeben worden. Ebenfalls durch de Vary ist nachgewiesen, daß wenn die *Acidium*sporen der Berberitze auf Blättern von Gramineen gelangen und keimen, und die Keimschläuche in die Blätter eindringen, dort wieder der eigentliche Getreiderost aus ihnen hervorgeht. Dadurch wurde die wissenschaftliche Bestätigung und Erklärung geliefert für die vielfach, besonders in England gemachte Erfahrung, daß da, wo Berberitzensträucher in der Nähe von Getreidefeldern häufig sind, das Getreide stark von Rost zu leiden hat, was

<sup>1)</sup> Neue Untersuchungen über Uredineen. Monatsber. d. Berliner Akad. 1865. — Vergl. auch dessen Morphologie u. Physiol. d. Pilze u. Leipzig 1866, pag. 184 ff.

man schon früher mit dem Rostpilze auf den Blättern dieses Strauches in Zusammenhang gebracht hat<sup>1)</sup>. Nach Lowright<sup>2)</sup> gehört auch das auf *Mahonia aquifolia* vorkommende *Aecidium* hierher. In den Getreidebauenden Gegenden hat fast jede Verberze im Frühling den Rost; die unter und neben solchen Sträuchern wachsenden Gräser bedecken sich besonders reich mit Rost, und die hier gebildeten Uredosporen können dann weiter ihren Weg auf entferntere Nährpflanzen finden. Wenn in den Winterzeiten das Mycelium überwintern könnte, so würde das erste Erscheinen der Getreidebewohnenden Generation des Schmarogers in jedem Jahre auch ohne das *Aecidium* der Verberze möglich sein. Doch fehlt es dafür an einem eigentlichen Beweis; nach de Vary's Erfahrungen ist es nicht der Fall. Ich habe auch in den perennierenden Teilen von *Triticum repens*, dessen alte Halme ganz von Rost bedeckt waren, im Winter kein Mycelium gefunden. Die Notwendigkeit des *Aecidium*-zustandes für den Getreiderost ist indessen durch Lowright<sup>3)</sup> zweifelhaft gemacht worden. Derselbe glaubt durch den folgenden Versuch zu der Annahme berechtigt zu sein, daß die Sporidien des *Peromycelium* auch direkt auf die Gramineen übergehen können. Er säte in Blumentöpfen, die unter Glasglocken gehalten wurden, Weizen und legte auf die Erde der Blumentöpfe vorjährige Strohkreise, welche reichlich Teleutosporen von *Puccinia graminis* trugen. Nur die in dieser Weise infizierten Weizenpflanzen bekamen Rost in Form von Uredo, die nicht infizierten nicht. Das Eindringen der Keimschläuche ist dabei allerdings nicht beobachtet worden. Lowright weist auch auf die Thatsache hin, daß *Puccinia graminis* in Gegenden vorkommt, die gar keine Verberzen haben.

Die Vorbeugungsmaßregeln gegen diesen Getreiderost werden sein: Vernichtung der mit Teleutosporen besetzten Strohhalme und Stoppeln durch Verbrennen, Vertilgung des Sauerborns in den Getreidebauenden Gegenden; Beseitigung der Feldraine, weil auf den Gräsern derselben (besonders *Triticum repens* und *Lolium perenne*) der Rost sich reichlich anzusiedeln pflegt, so daß von hier aus das Getreide angesteckt werden kann. Ein Mittel gegen den Rost ist die Auswahl derjenigen Varietäten zum Anbau, die sich in der betreffenden Gegend widerstandsfähiger gegen die Krankheit gezeigt haben. Ein solches unglückliches Verhalten einzelner Sorten läßt sich in der That beobachten. So ist besonders der Sommerroggen sehr zum Rost geneigt; er wird manchmal während der Reifezeit so befallen und zertrübt, daß es zu keiner Halmbildung kommt. Ich habe beobachtet, daß Sommerroggen vollständig in dieser Weise befallen, unmittelbar danebenstehender Winterroggen sowie andre Halmsrische so gut wie völlig rostfrei waren. Nach den Anbauversuchen von Werner und Körnicke<sup>4)</sup> in Poppelsdorf haben sich als widerstandsfähig besonders der rheinische Roggen und der Correns-Staudenroggen, stark befallbar der große russische, der Garde du corps-Roggen und der römische Roggen erwiesen. Was den Weizen anlangt, so wird dem englischen Weizen sowie dem Spelt im allgemeinen größere Widerstandsfähigkeit als dem gemeinen Weizen zuge-

<sup>1)</sup> Vergl. Meyen, Pflanzenpathologie, pag. 133—135.

<sup>2)</sup> Proc. of the Roy. Soc. XXXVI, 1883.4, pag. 1.

<sup>3)</sup> Gardeners Chronicle 9. September 1882.

<sup>4)</sup> Köhling's landw. Zeitg. 1878, Heft 12.



(schrieben<sup>1)</sup>. Werner, Körnicke und Havenstein<sup>2)</sup> geben nach ihren vergleichenden mehrjährigen Versuchen in Poppelsdorf als die widerstandsfähigsten Weizen Sorten den Kessingland-Weizen und den Spalding's prolific Wheat an. Als gegen Rost widerstandsfähige Gerstensorten geben Werner und Körnicke<sup>3)</sup> die Gold-Melone, Prima-Donna und die frühe vierzeitige Oberbruch-Gerste an. Nach Strebel's Beobachtungen in Hohenheim erwiesen sich am meisten rostig Frankenstein, Probsteier und schwedischer samartiger Weizen, sowie alle Roggen Sorten, wenig befallen Mainstag, Sandomir, Mold's, Kolossal, Hybrid, Goldtropfen, Hallet's-Weizen, sowie tyroler und weißer Vogelshütel, fast oder ganz rostfrei Schirff's quare head, deutscher Zuluweizen, schwarzer Winteremmer und Wintergerste. Nach Bräunmer waren dagegen in Kappeln sehr stark befallen Schirff's quare head, Kaiserweizen, kasauischer Weizen, Mold's verebeller Weizenweizen, Probsteier, Sandomir, Spelz, Seeländerweizen, Victoria d'automne, Golden trop, Hallet's pedigree white, Hallet's genealogischer Nurséry, schottischer blutroter Weizen u., wenig befallen: Riehelle blanche de Naples, Poulard blanc nisson Tangerock, Chiddam und Ribett's Grannenweizen<sup>4)</sup>. Übrigens kann auch eine in der Jugend stark von Rost befallene Getreidepflanze entgegen der gewöhnlichen Regel, wonach dann der Rost sich auch bis auf die oberen Teile und die Ähre der Pflanze fortsetzt, in späterer Entwicklungsperiode den Rost gleichsam verlieren, indem nach den getöteten und abgetrockneten unteren Blättern die oberen Blätter und die Ähren rostfrei und ganz gesund zur Entwicklung kommen. Einen solchen Fall erwähnt Sorauer<sup>5)</sup>, wo nach einem starken Gewitterregen diese Wendung eintrat. Für solche und ähnliche Beobachtungen fehlt es natürlich noch immer an einer Erklärung.

Unter den übrigen im Kulturverfahren liegenden Faktoren ist besonders die rostbegünstigende Wirkung einer reichlichen Stickstoffgabe hervorgetreten; insbesondere wird übereinstimmend von zahlreichen Landwirten behauptet, daß die Kopfdüngung mit Chilisalpeter das Getreide rostig macht, und daß die gleichen Sorten unter sonst gleichen Verhältnissen zu gleicher Zeit gebaut, ohne Chilikopfdüngung gesund bleiben<sup>6)</sup>. Mehrfach hat sich auch frühe Saat als Vorbeugungsmittel gegen den Rost erwiesen.

*Puccinia strioformis*, Getreiderost.

127. *Puccinia striaeformis* Westend. (*Puccinia straminis* Fuckel, *Puccinia Rubigo vera* Winter), eine andre Art Getreiderost, nicht selten auf Roggen, Weizen und Gerste, wo sie bisweilen auch zusammen mit der vorigen auftritt, sowie auf wildwachsenden Gräsern, unter denen *Bromus mollis* am häufigsten davon befallen wird. Dieser Rost stimmt in seinen Erscheinungen mit dem vorigen überein und untercheidet sich nur in folgendem. Die Uredosporen haben ziemlich genau kugelförmige Gestalt und bilden durchschnittlich kleinere, meist minder langgestreckte Häufchen; sie stellen den früher *Uredo rubigo vera* DC. genannten Pilz dar. Die ziemlich ebenso kleinen, schwarzen Teleutosporenhäufchen sind hier dauernd von

<sup>1)</sup> Vergl. Fühling's landw. Zeitg. 1871, pag. 678.

<sup>2)</sup> Centralbl. f. Agrikulturchemie 1878, pag. 838.

<sup>3)</sup> Fühling's landw. Zeitg. 1879, Heft 3.

<sup>4)</sup> Wiedemann's Centralbl. f. Agrikulturchemie 1885, pag. 189.

<sup>5)</sup> Pflanzentränkheiten. 2. Aufl. II, pag. 221.

<sup>6)</sup> Vergl. Sorauer in Zeitschr. f. Pflanzentränkheiten II. 1892, pag. 219.

der Epidermis bedeckt und sehen daher nur wie schwarze Flecken der Blattsubstanz aus. Die Teleutosporen sind durch ihren sehr kurzen Stiel ausgezeichnet, ungefähr keulenförmig, der Scheitel nicht gerundet, sondern bald breit abgestutzt, bald unregelmäßig zugespitzt, infolge des Raummangels unter der Epidermis (Fig. 28). Das zugehörige Aecidium ist nach de Bary's Infektionsversuchen<sup>1)</sup> das *Aecidium asperifolii Pers.*, welches auf den Blättern vieler Asperifoliaceen, besonders auf *Anchusa officinalis*, *Borago officinalis*, *Lycopsis arvensis*, *Cynoglossum officinale* etc., sehr ähnlich dem der Berberitze in großen, gelben, polsterförmigen Flecken auftritt. Von diesem Schnaroger ist es gewiß, daß er im Uredozustande in jungen Gramineen überwintert, daß also Wintersaaten schon vom Herbst her mit dem Schnaroger in den Frühling kommen können. Das Aecidium ist daher nicht unbedingt erforderlich für das Wiedereutreten im Frühling; um so mehr müßte gegen die diesen Rost tragenden, wildwachsenden Gräser in der Nähe der Getreideäcker vorgegangen werden, dem *Bromus mollis* trägt häufig zur Zeit der Herbstbestellung noch ungemein reichlich den Uredozustand dieses Pilzes. Aber auch jene Asperifoliaceen müssen, insofern sie die Nährpflanzen des Aecidiums sind, als dem Getreidebau schädliche Pflanzen gelten.



Fig. 28.

Teleutosporen von *Puccinia striaeformis* auf zweizelliger Gerste; 200fach vergrößert.

In Indien, wo dieser Rost der gewöhnlichste auf Weizen und häufiger als *Puccinia graminis* ist, soll es nach Barclay<sup>2)</sup> kein Aecidium auf den Asperifoliaceen geben, ebensowenig wie in den indischen Weizenbistriten, wo auch *Puccinia graminis* auftritt, Berberitzen vorhanden sind, sodaß also die Lebensweise der Getreideroste in Indien möglicherweise eine ganz andre als in Europa ist.

128. *Puccinia coronata* Corda, den Kronenrost, die dritte Art *Puccinia coronata*. Halerost. Getreiderost, die jedoch unter dem Getreide vielleicht auf den Hafer beschränkt ist (Haferrost), auf diesem aber sehr häufig allein oder auch mit *Puccinia graminis* zusammen den Rost bildet; außerdem befällt sie auch viele Gräser, besonders häufig *Holcus lanatus*, *Calamagrostis epigeios*, *Aira caespitosa*, *Lolium perenne* etc. Im Uredozustande ist sie nicht von der *Puccinia graminis* zu unterscheiden. Die Teleutosporenhäufchen bleiben ebenfalls von der Epidermis überzogen, sie sind durchschnittlich etwas größer als bei jener, und es ist für sie charakteristisch, daß sie vorwiegend, wenn auch nicht ausschließlich, an den Blattflächen, auf beiden Seiten derselben auftreten, so daß da, wo dieser Parasit mit *Puccinia graminis* auftritt, besonders am Hafer, die Teleutosporenlager beider Pilze zum größten Teil auf Blattfläche und Blattoberseite getrennt sind. Der wichtigste Unterschied liegt in der Form der Teleutosporen; diese sind sehr kurz gestielt, ungefähr keulenförmig und am Scheitel mit einer Krone aus mehreren unregelmäßigen, zack- oder dornförmigen Fortsätzen der Sporenmembran versehen (Fig. 29). De Bary (l. c.) hat das zu diesem Rost gehörige

<sup>1)</sup> Neue Untersuchungen über Uredineen. 2. Mitteilung, Monatsber. d. Berliner Akad. 19. April 1866.

<sup>2)</sup> The Journ. of Botany British and Foreign. 1892, No. 349.

*Aecidium* in dem *Aecidium Rhamni* Pers. gefunden. Dasselbe wächst auf *Rhamnus cathartica* und *Frangula* und vielleicht noch auf andern Arten dieser Gattung, sowohl an erwachsenen Pflanzen wie an jungen Sämlingen. Es tritt sowohl auf den Blättern in diesen Büschen, besonders an den Rippen, als auch auf Blattstielen, Zweigen, Blütenstielen und allen Blüthen teilen auf. Die letztgenannten Organe erleiden dabei eine bedeutende Hypertrophie und Mißbildung; sie schwellen um das Mehrfache ihres Querdurchmessers an, wobei sie sich oft unregelmäßig krümmen, die Blüthen theile vergrößern sich in allen Dimensionen bedeutend. Die ganze Oberfläche der hypertrophierten Theile bedeckt sich dicht mit den gelbroten Aecidienbechern. Für diesen Getreiderost spielen also die genannten Arten Kreuzdorn, die

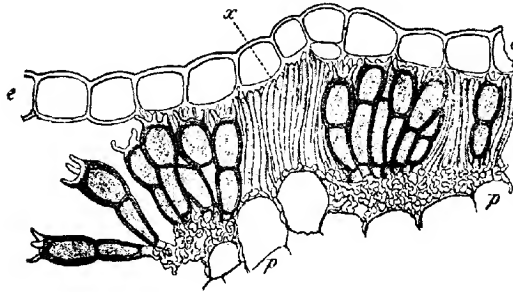


Fig. 29.

Teliosporenlager von *Puccinia coronata*; Stück eines Durchschnittes durch ein Haferblatt, wo man die Teliosporen unterhalb der nicht durchbrochenen Epidermis e, zwischen dieser und den Mesophyllzellen des Blattes p sehen sieht; bei x unausgebildet gebliebene, ebenfalls gebräunte Teliosporen. 480fach vergrößert.

auch wirklich in manchen Jahren epidemisch vom *Aecidium* befallen sind, dieselbe Rolle wie der Zauerdorn für die *Puccinia graminis*. Nach Barclay<sup>1)</sup> kommt der Stenentrost im Himalaya auf *Brachypodium sylvaticum*, *Piptatherum holciforme* und auf *Festuca gigantea* und das dazu gehörige *Aecidium* auf *Rhamnus dahurica* vor. Neuerdings hat Sieber<sup>2)</sup> auf Grund seiner und anderer Forscher Übertragungsversuche die Ansicht ausgesprochen, daß man in der *Puccinia coronata* zwei verschiedene Arten vor sich habe; die eine, welche auf dem Hafer, auf *Arrhenatherum elatius*, *Festuca elatior*, *Lolium perenne* etc. vorkommt, bilde das *Aecidium* auf *Rhamnus cathartica* und andern Arten außer auf *Rhamnus Frangula*; die zweite, welche besonders *Dactylis glomerata*, *Festuca sylvatica* und wohl noch andere Gräser bewohnt, stehe mit dem *Aecidium* auf *Rhamnus Frangula* in Generationswechsel. Ich habe den oben bei *Puccinia graminis* erwähnten Versuch Bowright's (pag. 163) mit *Puccinia coronata* angestellt, indem ich in

<sup>1)</sup> Transact. of the Linn. Soc. of London, 6. Dez. 1891.

<sup>2)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 340.

April überwintertes und eben in der Keimung begriffenes Teleutosporenmaterial zwischen und auf Keimpflanzen von Hafer, der unter Glocke wuchs, legte, aber ohne Rost auf dem Hafer erzeugen zu können.

129. *Puccinia sessilis* Schneider, auf Blättern von *Phalaris* auf *Phalaris*. *arundinacea*, in zahlreichen sehr kleinen Häufchen, die Teleutosporen von der Epidermis bedeckt, fast stiellos, keilförmig, mit abgestumpfter Scheitel. Nach Winter<sup>1)</sup> gehört hierzu *Aecidium alii ursini* Pers., auf den Blättern des *Allium ursinum*. Dagegen giebt Plowright<sup>2)</sup> an, daß ihm mit einer von *Puccinia sessilis* nicht unterscheidbaren Form in England die Übertragung auf *Allium ursinum* nicht gelungen sei; dagegen hat er eine abweichende, von ihm als *Puccinia Phalaridis* Plowr. bezeichnete Form auf *Arum maculatum* übertragen können und das *Aecidium* Ari daraus entstehen sehen, wie auch umgekehrt aus dem letzteren wieder die *Puccinia Phalaridis* erzeugen können. Dietel<sup>3)</sup> nimmt auf Grund seiner Versuche an, daß *Phalaris arundinacea* zwei morphologisch faun unterschiedene Puccinien besitzt, deren eine mit dem *Aecidium* auf *Arum*, deren andere mit dem auf *Allium ursinum* zusammengehört.

Ferner wird von Soppitt<sup>4)</sup> eine *Puccinia Digraphidis* Sopp. auf *Phalaris arundinacea* unterschieden, welche mit dem *Aecidium Convallariae* Schum. auf *Convallariae majalis*, *Polygonatum* und *Majanthemum* im Generationswechsel befunden wurde, was auch Klebahn<sup>5)</sup> bestätigte. Später hat Plowright<sup>6)</sup> noch eine Puccinie auf *Phalaris arundinacea* in England beobachtet, aus welcher er das *Aecidium* auf *Paris quadrifolia* erzeugen konnte, welche aber weder auf *Allium* noch auf *Convallaria* noch auf *Arum* übertragbar war. Im Widerspruch damit steht wiederum die Angabe Carlisle's<sup>7)</sup>, wonach das *Aecidium* von Paris in genetischer Beziehung zu einer auf *Bromus asper* vorkommenden, als *Puccinia intermixta* Carlisle bezeichneten Teleutosporenform gehöre.

130. Der Schilfroß, *Puccinia arundinacea* Harkn. (*Puccinia* auf *Phragmites* *Phragmitis* Schum.), auf Blattflächen und Scheiden von *Phragmites communis* und *Arundo Donax* mit ziemlich großen, elliptischen und linienförmigen braunen Uredo- und eben solchen, schwarzen, unbedeckten, polsterförmigen Teleutosporenhäufchen auf beiden Blattseiten. Die Teleutosporen sind länglich, ziemlich gleichhälftig zweizellig, an der Längswand eingeschnürt, mit sehr langen Stielen. Winter<sup>8)</sup> hat durch Infektionsversuche gezeigt, daß aus den Teleutosporen dieses Schilfroßes das *Aecidium rumicis* Schlechtend. auf *Rumex Hydrolapathum*, und aus den Sporen dieses wieder der Rost auf dem Schilfroß entstehen. Kosterup<sup>9)</sup> berichtet, er habe aus dieser Puccinie

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1875, pag. 371.

<sup>2)</sup> Extracted from the Linnean Societys Journal Botany. 4. Mai 1887.

<sup>3)</sup> Hedwigia 1890, pag. 149.

<sup>4)</sup> Journ. of Botany. 1890, pag. 213.

<sup>5)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 342.

<sup>6)</sup> Gardeners Chronicle, 30. Juli 1892.

<sup>7)</sup> Gard. Chronicle 1890, pag. 270.

<sup>8)</sup> Botan. Zeitg. 1875, pag. 693.

<sup>9)</sup> Nogle nye Jagttagelser angaaende heterociske Uredineer, Kopenhagen 1884.

auch auf verschiedenen Arten von *Rheum* Aecidien erhalten. Dasselbe wird auch von *Flowright*<sup>1)</sup> angegeben.

Auf *Phragmites*.

131. *Puccinia Magnusiana* *Kke.*, auf *Phragmites communis*, von der auf derselben Pflanze vorkommenden *Puccinia arundinacea* durch die kleinen, orangegelben Uredohäufchen und die kleinen, nur wenig polsterförmigen, sondern punkt- oder strichförmigen Teleutosporenlager unterschieden. *Flowright*<sup>2)</sup> giebt an, daß *Puccinia Magnusiana* das Aecidium auf *Ranunculus repens* erzeuge, was aber auch *Uromyces Poae* (S. 145) thun soll. — Auf dem Schilfrohr kommen übrigens noch andre Roste vor. So hat *Flowright* noch eine Art unterschieden, *Puccinia Trailii* *Flow.*, welche ihr Aecidium nur auf *Rumex Acetosa*, nicht auf den andern *Rumex*-Arten bilden soll. Weiter sind zwei afrikanische Arten von Schilfrohren auf *Phragmites* und *Arundo* beschrieben worden, deren Aecidien aber bis jetzt noch nicht bekannt sind, nämlich *Puccinia Trabuti* *Koun. et Sacc.*, in Algier, und *Puccinia torosa* *Thüm.*, am Kap, endlich auch noch eine australische Art: *Puccinia Tepperi* *Ludwig*, welche in Australien neben *Puccinia Magnusiana* vorkommt<sup>3)</sup>.

Auf *Poa*.

132. *Puccinia Poarum* *Nielsen*, auf *Poa annua*, *pratensis* und *nemoralis*; Teleutosporen sehr kurz gestielt, von der Epidermis bedeckt bleibend. Nach den von *Nielsen*<sup>4)</sup> angestellten Infectionsversuchen steht dieser Rost mit dem Aecidium *Tussilaginis Pers.*, das häufig auf *Tussilago farfara* vorkommt, im Generationswechsel.

Auf *Sesleria*.

133. *Puccinia Sesleriae* *Reichardt*, auf *Sesleria coerulea*, wozu nach *Reichardt*<sup>5)</sup> ein auf *Rhamnus saxatilis* vorkommendes Aecidium gehört.

Auf *Molinia*.

134. *Puccinia Molinae* *Zul.*, auf *Molinia coerulea*, die Teleutosporen in polsterförmig hervorbrechenden Lagern. Dazu gehört das Aecidium *Orchidearum* *Desm.*, auf *Orchis militaris* und *Listera ovata*.

Auf *Alopecurus*.

135. *Puccinia perplexans* *Flow.*, auf *Alopecurus pratensis*, *Arrhenatherum elatius* und *Poa*, soll nach *Flowright* (l. c.) mit einem Aecidium auf *Ranunculus acris* im Generationswechsel stehen.

Auf *Agrostis*.

136. *Puccinia Agrostidis* *Flow.*, auf *Agrostis vulgaris* und *alba* in England. *Flowright*<sup>6)</sup> hat durch Infectionsversuche den Zusammenhang dieses Pilzes mit dem Aecidium *Aquilegiae Pers.* auf *Aquilegia* nachgewiesen.

Auf *Festuca*.

137. *Puccinia Festucae* *Flow.*, auf *Festuca ovina* und *duriuscula* in England, von *Flowright* (l. c.) als zu Aecidium *Periclymeni Schum.* auf verschiedenen Arten von *Lonicera* gehörig nachgewiesen.

Auf *Chrysopogon*.

138. *Puccinia Chrysopogonis* *Bard.*, auf *Chrysopogon Gryllus* bei Simla im Himalaya. Nach *Barclay*<sup>7)</sup> gehört hierzu das Aecidium *Jasmini Bard.*, auf *Jasminum humile*.

1) Botan. Jahrbücher. 1883 I, pag. 384.

2) Botan. Centralbl. XXIII. 1885, Nr. 1.

3) Vergl. Ludwig in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 120.

4) Citirt in Just, bot. Jahrbücher. f. 1877, pag. 127.

5) Verhandl. f. f. zool.-bot. Gesellsch. Wien 1877, pag. 841.

6) Gardeners Chronicle 1890, pag. 41.

7) Transact. of the Linn. Soc. 6. Dez. 1891.

139. *Puccinia persistens* *Flour.*, auf *Triticum repens* in Eng- Auf *Triticum*  
land. (Howright<sup>1)</sup>) zieht hierzu ein Aecidium auf *Thalictrum flavum repens.*  
und minor.

140. *Puccinia caricis* *DC.*, auf verschiedenen Arten von *Carex*, Auf *Carex*  
besonders *Carex pseudo-cyperus*, *riparia* und *paludosa*, an den Blattoberflächen, *pseudocyperus*  
welche rings um jedes Sporenhäufchen sich gelb oder braun verfärben. Die etc.  
kleinen, kurzen, durch die Epidermis hervorbrechenden Uredo- und Teleuto-  
sporenhäufchen erscheinen beide hauptsächlich auf der Unterseite des Blattes.  
Die Uredosporen sind länglich-eiförmig, die Teleutosporen kurzgestielt, keil-  
förmig, am Scheitel mit sehr starker Membranverdickung. Nach Magnus<sup>2)</sup>  
und Schröter<sup>3)</sup> steht mit diesem Rost das Aecidium *urticae* *DC.*, im  
Generationswechsel, welches auf den Blattnerven, Blattscheiden und Stengeln  
von *Urtica dioica*, *urens* und *pilulifera* vorkommt und an diesen Stellen  
starke Hypertrophien, Anschwellungen und Krümmungen veranlaßt. In  
*Carex* soll die Puccinie nach Schröter perennieren. Später ist es Schröter<sup>4)</sup>  
gelingen, die auf den oben angeführten *Carex*-Arten vorkommende Puccinia  
auf *Urtica* zu übertragen, wonach also alle diese Formen zu einer und  
derselben Species gehören würden.

141. *Puccinia silvatica* *Schröt.*, auf *Carex brizoides* und *divulsa*. Auf *Carex*  
Aus diesem Pilz konnte Schröter (l. c.) ein Aecidium auf *Taraxacum brizoides* und  
officinale erzielen, während auch umgekehrt durch Aussaat dieser Aecidium- *divulsa.*  
sporen auf *Carex brizoides* hier wieder Rost hervorgerufen wurde. Kiebach<sup>5)</sup>  
hat diese Puccinie auch auf *Carex arenaria* angetroffen und sie von dieser  
Wälderpflanze auf *Taraxacum* übertragen können. Nun gießen aber auf  
Grund von Kulturversuchen Schröter<sup>6)</sup> das Aecidium auf *Senecio nemo-*  
*rensis* und Dietel<sup>7)</sup> dasjenige auf *Lappa officinalis* ebenfalls zu *Puccinia*  
*silvatica*.

142. *Puccinia Dioecae* *Magn.*, auf *Carex dioica* und *Davalliana* Auf *Carex* *di-*  
Das Aecidium ist nach Kstrup (l. c.) das Aecidium *Cirsii* *DC.*, auf *olea* und *Da-*  
*Cirsium*, *Serratula* und *Saussurea*. *valliana.*

143. *Puccinia Vulpinae* *Schröt.*, auf *Carex vulpina* mit dem Aeci- Auf *Carex*  
dium auf *Tanacetum* nach Schröter<sup>8)</sup>. *vulpina.*

144. *Puccinia tenuistipes* *Kostr.*, auf *Carex muricata*; das Auf *Carex*  
Aecidium soll auf *Centaurea Jacea* vorkommen<sup>9)</sup>. *muricata.*

145. *Puccinia limosae* *Magn.*, auf *Carex limosa*. Diesen Rost Auf *Carex*  
konnte Magnus<sup>10)</sup> aus Sporen eines Aecidium auf *Lysimachia vulgaris*, *limosa.*  
welche an derselben Stelle wuchs, erzeugen.

<sup>1)</sup> Monogr. of British Uredineae, London 1889, pag. 180.

<sup>2)</sup> Sitzungsber. des Ver. naturf. Freunde zu Berlin, 17. Juni 1873.

<sup>3)</sup> Schles. Gesellsch. f. vaterl. Kultur, 6. November 1873. Vergl. Cohn's  
Beitr. z. Biol. d. Pfl. III., pag. 1 ff.

<sup>4)</sup> Cohn's Beitr. z. Biol. d. Pfl. III. 1. Heft, pag. 57.

<sup>5)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 336.

<sup>6)</sup> Schlesens Pilze I, pag. 328.

<sup>7)</sup> Mitt. bot. Zeitschr. 1889, Nr. 7.

<sup>8)</sup> Pilze Schlesens, pag. 330.

<sup>9)</sup> Vergl. Kstrup, Hedwigia 1887, pag. 180. Schröter, Pilze  
Schlesiens, pag. 329.

<sup>10)</sup> Tageblatt d. Naturf.-Verf. zu München 1877, pag. 199.

- Auf *Carex arenaria*. 146. *Puccinia arenariicola* *Flour.*, auf *Carex arenaria* in England, wurde von *Flour.* aus dem *Aecidium Centaureae* auf *Centaurea nigra* durch Infection erhalten, wie auch umgekehrt aus der *Puccinia* dieses *Aecidium* wieder erzeugt werden konnte, während auf *Urtica* kein *Aecidium* daraus entstand. Dagegen konnte auch *Flour.* aus *Puccinia caricis* das *Aecidium urticae* erzeugen.
- Auf *Carex arenaria*. 147. *Puccinia Schoeleriana* *Flour.*, auf *Carex arenaria* in England. *Flour.* konnte aus diesem Pilze das *Aecidium Jacobaeae* *Grev.* auf *Senecio Jacobaea* hervorbringen, während *Centaurea* den Pilz nicht annehmen.
- Auf *Carex vulgaris* etc. 148. *Puccinia paludosa* *Flour.*, auf *Carex vulgaris*, *stricta*, *fulva* in England, soll nach *Flour.* (l. c.) zu einem *Aecidium* auf *Pedicularis palustris* gehören.
- Auf *Carex extensa*. 149. *Puccinia extensicola* *Flour.*, auf *Carex extensa* in England, soll nach *Flour.* (l. c.) zu einem *Aecidium* auf *Aster Tripolium* gehören.
- Auf *Eriophorum*. 150. *Puccinia Eriophori* *Thüm.*, auf *Eriophorum angustifolium*, mit welchem *Rostrop* (l. c.) ein auf *Cineraria palustris* aufstehendes *Aecidium* im Generationswechsel stehend vermutet.
- Auf *Scirpus*. 151. *Puccinia Scirpi* *DC.*, auf *Scirpus*, soll nach *Chodat*?) zu *Aecidium Nymphoidis* *DC.* gehören.

F. Arten unbekannter Stellung,  
ohne *Aecidium* und *Uredo*.

- Auf *Gladiolus*. 152. *Puccinia Gladioli* *Cast.*, auf *Gladiolus*-Arten in Frankreich und Algier und auf *Romulea ramiflora* in Italien.
- Auf *Tulipa*. 153. *Puccinia Prostii* *Moug.*, auf *Tulipa silvestris* und *Celsiana* in Frankreich und Italien.
- Auf *Ornithogalum*. 154. *Puccinia Ornithogali* *Henzl.*, auf *Ornithogalum Borschianum* in Ungarn.
- Auf *Scilla*. 155. *Puccinia Scillae* *Link.*, auf *Scilla bifolia* in Ungarn.
- Auf *Polygonum*. 156. *Puccinia Fagopyri* *Bard.*, auf den Blättern von *Polygonum Fagopyrum* in Sindh in Indien, mit braunen Uredosporen.
- Auf *Thalictrum*. 157. *Puccinia rhytismoidis* *Johans.*, auf *Thalictrum alpinum* in Norwegen.
- Auf *Berberis*. 158. *Puccinia Berberidis* *Mont.*, auf *Berberis glauca* und *spinulosa* in Chili.
- Auf *Frankonia*. 159. *Puccinia pulvinulata* *Rud.*, auf *Frankonia pulverulenta* in Südeuropa.
- Auf *Umbilicus*. 160. *Puccinia Umbilici* *Guep.*, auf *Umbilicus pendulinus* in Belgien, Frankreich und England.
- Auf *Arachis*. 161. *Puccinia Arachidis* *Sparg.*, auf den Blättern von *Arachis hypogaea* in Südamerika.
- Auf *Senecio*. 162. *Puccinia glomerata* *Grev.*, auf *Senecio Jacobaea* in England.
- Auf *Carduus*. 163. *Puccinia Cardui* *Flour.*, auf *Carduus lanceolatus* und *crispus* in England.

?) l. c. 5. Mai 1887 u. Monogr. of British Uredineae, London 1889.

?) Archives des sc. phys. et. nat. Genf 1889, pag. 387.

### III. Uropyxis Schröt.

Wie Puccinia, nur hat jede Sporenzelle mehrere, an den Seitenwänden symmetrisch stehende Keimporen. Uropyxis.

Uropyxis Amorphae Schröt. (Puccinia Amorphae Curt.), auf den Auf Amorph. Blättern von Amorpha fruticosa und canescens in Nordamerika, mit Uredo- und Teleutosporen.

### IV. Rostrupia Lagerh.

Die Teleutosporen sind meist drei- bis vierzellig, im übrigen denen von Puccinia sehr ähnlich<sup>1)</sup>. Rostrupia.

Rostrupia Elymi (Puccinia Elymi Westend., Puccinai triarticulata Berk. et Curt.) auf Elymus.

### V. Chrysospora Lagerh.

Die Teleutosporen sind zweizellig, wie bei Puccinia, und stehen auf einem gelatinösen Stiel, keimen aber in ganz anderer Weise, nämlich indem jede Sporenzelle durch drei Querrände in vier Zellen sich teilt, deren jede dann als Promycelium ein Sterigma mit einer einzigen Sporidie treibt, ähnlich wie bei Coleosporium. Lagerheim<sup>2)</sup> hat folgende Art entbedt. Chrysospora.

Chrysospora Gynoxidis Lagerh., auf Gynoxis pulchella und buxifolia in Ecuador, lebhafte rote, ringförmige Sporenlager bildend, denen auf der Oberseite des Blattes im Centrum des Ringes stehende Spermatogonien entsprechen; andre Sporenformen werden nicht gebildet. Auf Gynoxis.

### VI. Diorchidium Kalchbr.

Die Teleutosporen bestehen aus zwei nebeneinander auf einem gemeinsamen Stiele sitzenden Zellen, deren Scheidewand in der Verlängerung des Stiels liegt. Jede Zelle hat zwei Keimporen auf den Seitenflächen. Es kommen entweder nur Teleutosporen oder zugleich Uredosporen vor. Verschiedene Arten auf Dicotylen in den wärmeren Ländern Amerikas und Afrikas. Genauer bekannt ist Diorchidium.

Diorchidium Stendneri Magn., auf der abessinischen Leguminose Ormocarpum bibracteatum, nur Teleutosporen in selten, dunkelbraunen Häufchen auf beiden Seiten der Fiederblättchen bildend. Das obere Ende des Stiels der Spore bildet infolge Aufwühlens der Membran eine Verdickung, die sich mit der Spore abtrennt und dieselbe bei Zutritt von Wasser mit einer gallertartigen, leicht auflebenden Hülle umgibt, wodurch die Verbreitung der Sporen erleichtert wird<sup>3)</sup>. Auf Ormocar-pum.

<sup>1)</sup> Vergl. Lagerheim, Journ. de Botan. 1889, pag. 185.

<sup>2)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. IX, pag. 344.

<sup>3)</sup> Vergl. Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. 1891, pag. 91.



VII. *Triphragmium* Link.

*Triphragmium* Diese Gattung ist charakterisiert durch gestielte, dreizellige Teleutosporen, deren drei Zellen in der Mitte zusammenstoßen (Fig. 30). Außerdem findet sich ein Uredozustand, aber kein Aecidium.

Auf *Spiraea ulmaria*.

1. *Triphragmium Ulmariae* Link auf *Spiraea ulmaria*. An der Unterseite der Blätter brechen die Sporenhäufchen hervor, und darauf rötet sich das Blatt, besonders an der Oberseite, und wird zuletzt mählig und dürr. Zuerst erscheinen gelbrötliche Sporenhäufchen, welche



Fig. 30.

Teleutosporen von  
Auf *Spiraea*  
*Filipendula*.  
Auf *Meum*.  
**Triphragmium**  
**Ulmariae**, in zwei  
verschiedenen Stel-  
lungen gesehen.  
200fach vergrößert.

aus Uredosporen (*Uredo Ulmariae* Alb. et Schw.) bestehen, in deren Begleitung Spermatogonien an der oberen Seite des Blattes auftreten. Danach bilden sich an der Stelle der Uredosporen die schwarzbraunen, abstäubenden Teleutosporen. Die Aecidienform scheint durch den Uredo- zustand vertreten zu werden, da sich Spermatogonien in dessen Begleitung finden.

2. *Triphragmium Filipendulae* Winter, auf *Spiraea Filipendula*, und dem vorigen durchaus ähnlich.

3. *Triphragmium echinatum* Lév., auf *Meum athamanticum* und *Mutellina*; der Uredo- zustand fehlt, nur Teleutosporen finden sich; diese sind mit langen Stacheln bedeckt.

Auf *Isopyrum*.

4. *Triphragmium Isopyri* Moug., auf *Isopyrum thalictroides* in Frankreich und Italien.

VIII. *Sphaerophragmium* Magn.

*Sphaerophragmium*.

Die Teleutosporen bestehen aus vier bis neun Zellen, welche zu einem kugelförmigen Körper, wie die drei Sporen von *Triphragmium* zusammengewachsen sind.

Auf *Acacia*.

*Sphaerophragmium Acaciae* Magn. (*Triphragmium* A. Cooke), auf *Acacia*; den Teleutosporen gehen Uredosporen voraus<sup>1)</sup>.

IX. *Phragmidium* Link.

*Phragmidium*.

Die hierhergehörigen Rostpilze haben ebenfalls gestielte, aber vielzellige Teleutosporen, nämlich von walzenförmiger Gestalt und durch mehrere Querscheidewände in eine Reihe übereinanderstehender Zellen geteilt; die Stiele sind farblos, der Sporenkörper dunkelgefärbt (Fig. 32). Dieselben bilden sich auf der Unterseite der Blätter in schwarzen Häufchen. Obendasselbst gehen ihnen meist Uredosporen voraus, welche ein lebhaft orangefarbenes Pulver in kleinen, runden, zahlreichen, oft zusammenhängenden Häufchen darstellen. Die befallenen Blätter, besonders die mit den Sporenhäufchen besetzten Stellen, ändern ihre Farbe in gelb oder rot. Die Aecidiumform dieser Pilze wurde früher meist mit dem Uredo- zustand verwechselt. Sie wohnt autöcisch auf den gleichen

<sup>1)</sup> Vergl. Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Ges. IX, pag. 118.

Nährpflanzen und geht dem Uredo- und Teleutosporengustand voraus. Sie hat die mit dem Gattungsnamen *Caeoma* belegte Form (Fig. 31), d. h. sie stellt orangegelbe, unregelmäßig ausgebreitete, oft peripherisch sich weiter entwickelnde Lager dar, in denen die Sporen nach Acidienart fettförmig übereinanderstehend abgeschnürt werden, haben keine eigentliche Peridienhülle, sondern sind nur von einem Kranze feulenförmiger

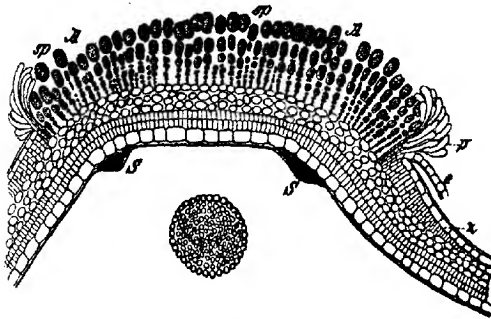


Fig. 31.

Durchschnitt durch eine Blattstelle von *Rosa canina* mit einem *Caeoma* (Acidienzustand) von *Phragmidium tuberculatum*. A das *Caeoma*-Lager mit den fettförmig übereinanderstehenden Sporen *sp*; umrandet von dem Kranze von Paraphysen *p*; zur Seite greift das Wirtslager *z*, noch weiter unten die Epidermis, die bei *e* durch das Sporenlager aufgebrochen worden ist. *ss* Sporengonien auf der andern Seite des Blattes. 70fach vergrößert. Darunter eine *Caeoma*-Spore stark vergrößert, um das grobwürzige Eriopodium zu zeigen. Nach J. Müller.

Paraphysen umgeben. Dieser Acidienzustand bringt gewöhnlich an den Stengelteilen, Blatt- und Blütenstielen, welche er befällt, Anschwellungen hervor und kann in den Stengelteilen, die er bewohnt, überwintern. Als Mittel gegen diese Roste würde also die Vernichtung aller die Teleutosporen tragenden Teile vor dem Eintritt des Winters sowie im Frühlinge das Abschneiden der etwa mit der Acidien-Generation be-  
sehten Teile in Betracht kommen.

#### A. Phragmidiosis.

Phragmidiosis.

Nur Acidium und Teleutosporen kommen vor; Uredo fehlt.

1. *Phragmidium carbonarium* Winter (*Xenodochus carbonarius* auf *Sanguisorba Schlechtend.*), auf *Sanguisorba officinalis*, der Acidienzustand in großen, orangefarbenen Polstern auf Stengeln und Blättern, die Teleutosporenlager schwarz, polsterförmig, die Teleutosporen kurz gestielt, bestehen aus einer rosenkranzförmig eingeschnürten Reihe von 4 bis 22 Zellen.

## B. Euphragmidium.

Euphragmidium.

Aecidium, Uredo- und Teleutosporen sind vorhanden.

Rost der Rosen.

2. Rost der Rosen, *Phragmidium subcorticium* Winter, an der kultivierten *Rosa centifolia*, sowie an den wildwachsenden Arten *Rosa canina*, *arvensis*, *gallica*, *cinnamomea*, *pimpinellifolia*, *tomentosa* etc. Der Uredo- zustand (*Uredo Rosae* Pers.), bildet auf der Unterseite der Blätter zahlreiche, runde Häufchen von Sporen, welche oft die ganze Blattunterseite lebhaft



Fig. 32.  
Teleutospore  
von *Phrag-  
midium  
subcortici-  
um*.

rotgelb bestreuen. Bald danach treten ebenfalselbst die schwarzen, unregelmäßig verbreiteten und zusammenfließenden Häufchen der Teleutosporen auf. Letztere haben einen langen, unten verdickten Stiel, sind 4- bis 9zellig und am Ende mit einem farblosen, kegelförmigen Spitzchen versehen (Fig. 32). Die befallenen Blätter vergilben allmählich, während die Teleutosporen sich auf ihnen entwickeln. Eriksson<sup>1)</sup> berichtet von einem verderblichen Auftreten dieses Pilzes mehrere Jahre hintereinander, wobei sich aber nur der Aecidiumzustand und vereinzelte Uredohäufchen, aber keine Teleutosporen zeigten, was auf ein Perennieren des Myceliums im Rosenstode hindeuten scheint. Genauer in der Entwicklungsang des Pilzes durch eine bei mir angestellte Untersuchung J. Müller's<sup>2)</sup> aufgeführt worden. Hernach erscheint der Aecidiumzustand in Form schon orangegelb gefärbter freisunder, aber oft zu beträchtlicher Länge zusammenfließender Lager mit Ausnahme der Zeit vom Dezember bis März das ganze Jahr hindurch auf der Unterseite der Blätter, der Blattsiele, an den Stielen der Blüten und besonders an den Rosenstämmchen, meist starke Hypertrophien, Verdickungen und Krümmungen verursachend und gewöhnlich in Begleitung von Spermatogonien. Es wurde nachgewiesen, daß das Mycelium dieses Pilzustandes in der Rinde und im Holze des Stammes überwintert und im nächsten Frühjahr neue Aecidien davor hervortreten läßt. Es wurde auch beobachtet, daß die Aecidiumsporen keimen, auf den Rosenblättern durch die Spaltöffnungen eindringen und dann den Uredo- und Teleutosporenspitz erzeugen. Die Teleutosporen nach Überwinterung zum Keimen zu bringen, gelang nicht, so daß hier vielleicht die Erhaltung des Pilzes mehr durch die perennierende Aecidienform vermittelt wird. Die Rosenstämmchen werden an den vom Aecidium befallenen Stellen brüchig, was sich beim Umlegen derselben bemerkbar macht.

Auf *Rosa alpina*.

3. *Phragmidium fusiforme* Schröt. (*Phragmidium Rosae alpinae* Winter), auf *Rosa alpina*, dem vorigen ähnlich, aber die Teleutosporen 7- bis 13zellig, in der Mitte etwas dicker. Der Aecidiumzustand findet sich auf den Blättern.

Auf *Rosa canina*  
etc.

4. *Phragmidium tuberculatum* J. Müller auf *Rosa canina* und *cinnamomea*. Der von J. Müller<sup>3)</sup> aufgeführte Pilz unterscheidet sich namentlich durch sein Aecidium, welches nur auf Blättern in Form freisunder Lager auf purpurroten Flecken auftritt, ohne Hypertrophie zu erzeugen, und

<sup>1)</sup> Beitr. zur Kenntnis der Krankheiten unserer kultivierten Pflanzen I.

<sup>2)</sup> Die Rostpilze der Rosa- und Rubus-Arten. Landw. Jahrb. XV. 1886, pag. 721.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 729.

dessen Sporen nicht wie die der andern Arten stachelig, sondern grobwarzig sind. Die Uredo- und Teleutosporenlager sind sehr klein (Fig. 31).

5. Rost der Brombeersträucher, *Phragmidium violaceum* Rost der Brom-  
Winter, besonders auf *Rubus fruticosus* im Herbst. Die Acidien nebst beersträucher.

Sperinogonien stehen auf rotgefärbten, unregelmäßigen Flecken der Blätter. An der Unterseite der Blätter werden dann zuerst die brennend orangeroten Staubmassen der Uredosporen (*Uredo Ruborum* DC) sichtbar, welche anfangs runde Häufchen bilden, aber, in dem Sitz des Blattes hängen bleibend, oft ein großes Stück der Blattfläche bedecken. Sehr bald erscheinen darauf die tief schwarzen, zuletzt ziemlich großen und zahlreichen Kläschen der Teleutosporen. Letztere sind 3- bis 5-zellig, cylindrisch, am Scheitel mit kegelförmiger Papille, warzig verdickt; der Stiel ist am Grunde schwach angeschwollen. Das Blatt ist an jedem Punkte, wo es unterseits ein Teleutosporenhäufchen trägt, an der Oberseite intensiv purpurrot gefleckt; später stirbt das Centrum dieser Flecken ab unter Bräunung und bleibt von einem purpurroten Hof gesäumt. Unter diesen Veränderungen verderben die Blätter vorzeitig. Die schon von Tulasne beobachtete Keimung der Teleutosporen ist von S. Müller<sup>1)</sup> nochmals genau verfolgt worden, besonders in Bezug auf die Infektion der Nährpflanze; hiernach dringen die Keimfäden nach Bildung einer sich fest auf die Epidermis auflegenden Anschwellung (Appressorium) an der Grenz wand je zweier Epidermiszellen in das Brombeerblatt ein.

6. *Phragmidium Rubi* Winter, auf *Rubus fruticosus*, caesi- Auf *Rubus-*  
saccharilis und im Norden auf *R. arcticus*, vom vorigen durch die sehr Arten.  
kleinen Sporenlager, welche auch nur einen gelblichen oder bräunlichen Flecken oder gar keine Fleckenbildung veranlassen, und durch die kürzeren, am Grunde stark verdickten Sporenstiele und die 3- bis 8-zelligen Sporen unterschieden. Die Acidien kommen auf den Blättern vor.

7. Rost der Himbeersträucher, *Phragmidium intermedium* Ung. Rost der Him-  
(*Phragmidium Rubi idaei* Winter), auf *Rubus idaeus*, die Acidien bilden beiensträucher.  
keisförmige Gruppen auf den Blättern (*Uredo gyrosa* Rebout.); die Uredohäufchen sind sehr klein und stehen zerstreut auf der Blattunterseite, darauf erscheinen später die ebenfalls sehr kleinen schwarzen Häufchen der Teleutosporen; letztere haben einen nach unten etwas verdickten Stiel, sind 6- bis 10-zellig, am Scheitel mit kurzem Spitzchen. Die Himbeerblätter vergilben und bräunen sich schließlich, sobald einmal die Teleutosporen auf ihnen sich gebildet haben.

8. *Phragmidium obtusum* Link (*Phragmidium Fragariae* Winter), Auf *Poterium*  
auf *Poterium Sanguisorba*, *Potentilla alba*, *Fragariastrum* und *micrantha*, und *Potentilla*.  
Acidien besonders an Stengeln und Blattnerven, Uredo- und Teleutosporen-  
lager klein, zerstreut, Teleutosporen ziemlich kurz gestielt, 3- bis 5-zellig, grobwarzig. Schröter<sup>2)</sup> trennt diese Form in zwei Arten: *Phragmidium Sanguisorbae* Schröt., auf *Poterium* und *Phragmidium Fragariastrum* Schröt., auf *Potentilla*-Arten.

9. *Phragmidium Tormentillae* Fockel, auf *Potentilla Tormen-* Auf *Potentilla*  
*tilla* und *procumbens*, vom vorigen durch langgestielte, 3- bis 8-zellige, Tormentilla.  
glatte Teleutosporen unterschieden.

<sup>1)</sup> l. c. pag. 375.

<sup>2)</sup> Pilze Schlesien, pag. 341.

Auf *Potentilla*  
*strigosa*.  
Auf *Potentilla*-  
Arten.

Auf Rosen.

10. *Phragmidium papillatum* Dietel, auf *Potentilla strigosa*.  
11. *Phragmidium Potentillae* Winter, auf *Potentilla argentea*,  
*mixta*, *recta*, *supina*, *cinerea*, *opaca*, *verna*, *aurea*, *alpestris*, mit 3- bis  
7zelligen, glatten Teleutosporen auf sehr langen, unten nur wenig ver-  
dickten Stielen.  
12. *Phragmidium devastatrix* Sorok., auf den Spitzen der jungen  
Rosenprüpflinge in Mittelasien.

### X. Gymnosporangium DC. der Koniferen und die Gitterroste der Kernobstgehölze.

Gymnosporan-  
gium auf  
Juniperus-Arten.

An den lebenden Stämmen und Ästen von Koniferen, besonders  
der *Juniperus*-Arten, kommt ein Rost vor, *Gymnosporangium* DC.

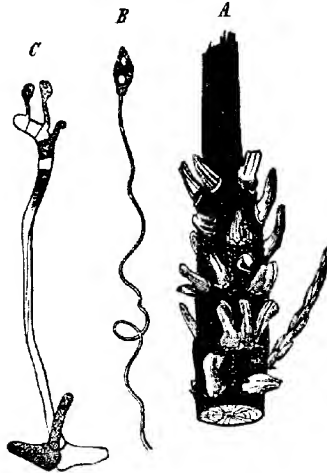


Fig. 33.

***Gymnosporangium fascum* DC.** A Zweigstück  
von *Juniperus Sabina* mit einer verdickten Stelle,  
an welcher die (hier wenig aufgequollenen)  
Fruchtkörper des Pilzes hervorbrechen. Rechts  
ein grünes Zweiglein. Natürliche Größe. B Eine  
Teleutospore mit Stiel aus einem Fruchtkörper,  
200fach vergrößert. C Eine solche feimend, ein  
Promycelium bildend, an welchem Sporidien ab-  
geschnürt werden. 250fach vergrößert.

der Oberfläche sich befinden. Dieselben sind aus je zwei orange-  
farbenen, ungefähr kegelförmigen, mit den Grundflächen sich berührenden  
den Zellen zusammengefasst (Fig. 33 B), ähneln daher in Haupt-

oder *Podisoma* Link,  
von dem mehrere Arten  
unterschieden werden. Ge-  
meinsam ist diesen, daß  
sie in Form meist zahl-  
reich beisammen stehen-  
der, ziemlich großer,  
2—4 cm langer, 1—2 cm  
dicker, stumpf kegelför-  
miger, gelber bis rot-  
brauner, je nach der Feuch-  
tigkeit des Wetters mehr  
oder weniger gallert-  
artiger Fruchtkörper aus  
der Rinde hervorbrechen  
(Fig. 33 A). Diese be-  
stehen aus zahlreichen,  
durch Gallerte zusamen-  
gehaltenen, farblosen, ein-  
zelligen Fäden, welche  
von der Basis gegen die  
Oberfläche der Auswüchse  
hin gerichtet sind und  
die Stiele der Sporen  
darstellen, die auf den  
Enden derselben stehen  
und daher zum Teil an

sache den Sporen der Puccinien und stellen wie diese den Teleutosporenzustand von Rostpilzen dar. Diese Sporenhäuschen erscheinen im Frühjahr; nach kurzer Zeit zerfließen sie mehr oder weniger und bald vertrocknen und verschwinden sie und hinterlassen helle, von der ausgehorsteten Rinde umsäumte Narben. An denselben Stellen, wo die Fruchtkörper stehen, findet man das Mycelium des Pilzes im Inneren der Rinde, die Zellen derselben umspinnend. Nach (Cramer<sup>1)</sup>) perenniert das Mycelium des *Gymnosporangium fuscum* in den einmal ergriffenen Stellen der Äste der *Juniperus Sabina* und breitet sich weiter aus; schon Anfang November werden die für das nächste Jahr bestimmten Teleutosporenlager angelegt und sind als halbkugelige, rotgelbe Ausreibungen zu erkennen. Die von dem Parasit befallenen Stellen der Äste sind immer mehr oder minder angeschwollen. Der Pilz veranlaßt also eine Hypertrophie; (Cramer<sup>2)</sup>) giebt darüber folgendes an. Derselbe erstreckt sich nicht bloß auf die Rinde, sondern auch auf das Holz, obwohl in dieses so wenig wie in das Cambium Pilzfäden eindringen. In einer Geschwulst, welche 11 Jahresringe zeigte, waren diese sämtlich verdrängt, so daß also diese Stelle ebenso lange den Parasiten beherbergt haben mußte; die Rinde war 4 mm dick, unterhalb der Geschwulst nur 1 mm. Die älteren Geschwülste sind oberflächlich von den Narben der alten Sporenlager aufgerissen, aber selbst an den dicksten Geschwülsten bekleidet noch eine zusammenhängende, tiefere Rindenschicht das Cambium, und der Holzkörper ist intact. Aus diesem Grunde und weil der Parasit die grünen Teile meist verschont, leiden die Pflanzen unter dieser Krankheit verhältnismäßig wenig. Bei der Vermehrung der *Juniperus Sabina* durch Stecklinge hat man beobachtet, daß die Abkömmlinge kranker Individuen ebenfalls jene Fruchtkörper hervorbringen.

Mit diesen Pilzen im Generationswechsel stehen aber Aeidien-<sup>Gitterrost</sup> generationen, welche verschiedene Kernobstgehölze bewohnen und früher mit dem Gattungsnamen *Roestelia Rebut*, Gitterrost, bezeichnet wurden. Sie verursachen an der Unterseite der Blätter und an jungen Trieben orangegelbe bis karminrote, polsterartig verdickte Flecken, welche ganz diejenige Beschaffenheit zeigen, die oben für die Aeidien im allgemeinen angegeben worden ist, insbesondere auch das Verschwinden des Chlorophylls, die Vermehrung der Mesophyllzellen und Erfüllung derselben mit Stärkemehl. Zwischen den Zellen dieses hypertrophierten Teiles wachsen zahlreiche orangegelbe Myceliumfäden, und hier bilden

(Roestelia) der Kernobstgehölze.

<sup>1)</sup> Über den Gitterrost der Birnbäume. Solothurn 1876, pag. 7.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 8.

sich auch endogen sowohl die Spermogonien, deren Mündungen als zahlreiche, sehr kleine, orangerote Wärtchen an der Oberseite des kranken Blatts Fleckens sichtbar werden, als auch die eigentlichen, hier ziemlich großen und eigentümlichen Acidienfrüchte, welche auf der Unterseite der Blattgehwülst, auf jungen Früchten aber oft an der ganzen Oberfläche derselben hervorbrechen. In ihrem Bau stimmen dieselben im wesentlichen mit Acidium überein (vergl. S. 135); doch stellen sie größere röhren- oder flaschenförmige Behälter dar, deren einschichtig zellige

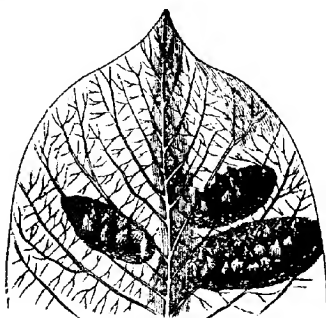


Fig. 34.

Ein Stück Birnblatt mit drei Foltern, auf denen die Früchte des Gitterrostes (*Roeselia cancellata* R. bent.) sitzen. Wenig vergrößert.

Hülle (Peridio) gewöhnlich unterhalb der Spitze mit zahlreichen Längsspalten gitterförmig sich öffnet, um die Sporen austreten zu lassen (Fig. 34). Letztere werden ebenfalls reihenweis übereinander von den Basidien abgeschnürt, jedoch so, daß allemal jede Spore mit einer später verschwindenden Zwischenzelle abwechselte. Zuletzt bleiben die entleerten Resten als vertrocknete Anhängsel auf dem Blatte bis zum Abfall desselben

erhalten. Diese kranken Blattstellen zeigen sich im Frühjahr, bald nachdem das Gymnosporangium auf seinen Nährpflanzen fruchtbar hat, etwa im Mai, anfangs als kaum einen Quadratmillimeter große, undeutliche Flecken oft in großer Anzahl an einem Blatte. Allmählich werden sie größer und deutlicher; zeitig erscheinen an ihrer Oberseite Spermogonien, deren Zahl mit Zunahme des Umfanges des Fleckens sich vergrößert; gegen Ende Juli erreichen die Flecken ihre volle Größe, beginnen polsterförmig anzuschwellen und ihre Höstelien zu entwickeln. Ist schon im Juli bekommen die befallenen Blätter auch an den vom Pilze nicht ergriffenen Stellen ein kränkliches Ansehen und werden mehr gelblich. Es werden also nicht nur die Blätter in der Assimilationsthätigkeit geschwächt, sondern es wird auch zur Ausbildung der Blattgehwülste ein ansehnliches Quantum assimilierter Nahrung der Pflanze entzogen. Daher erklärt es sich, warum ein Minderertrag an Früchten die Folge ist, auch wenn diese selbst nicht vom Pilze angegriffen werden, warum also besonders bei Birnbäumen

das meiste oder alles Obst vorzeitig abfällt; ja nach Cramer<sup>1)</sup> kann es sogar geschehen, daß wenn die Krankheit sich alljährlich wiederholt, der Baum gänzlich abstirbt.

Daß die Teleutosporen des Gymnosporangium keimen, sobald sie reif sind, gewöhnlich schon in dem Schleim, in welchem sie Sporen-lager zerfließen, war schon Gasparri<sup>2)</sup> bekannt und wurde von Tulasne<sup>3)</sup> genauer beobachtet. Jede Sporenzelle treibt aus den in der Nähe der Grenzwand beider Zellen zu 4 im Kreuz stehenden Keim-poren einen oder mehrere Keimschläuche, die zu einem Promycelium werden, an welchem Sporidien sich bilden (Fig. 33 C), in der für die Teleutosporen überhaupt charakteristischen Weise. Daß durch diese Sporidien der Gitterrost auf den Pomaceen hervorgebracht wird, daß dieser also der Aicdienzustand jenes Rostes ist, wurde von Dierstedt<sup>4)</sup> bewiesen. Derselbe säete Sporidien des Gymnosporangium fuscum auf Wirtbaum-blätter aus und sah nach sieben Tagen an diesen Punkten gelbe Flecken auftreten, in denen sich das Mycelium nachweisen ließ und auf denen nach weiteren zwei bis drei Tagen Spermogonien der Roestelia sich zeigten. In der gleichen Weise hat Dierstedt<sup>5)</sup> auch die andern bekannten drei europäischen Arten von Gymnosporangium mit Erfolg auf Pomaceen übertragen und so die zu ihnen gehörigen Formen von Rösteln, die auf den Kernobstgehölzen vorkommen, bezeichnet. In neuerer Zeit haben nun auch viele andre Forscher Übertragungsversuche mit den Gymnosporangium-Formen auf verschiedene Pomaceen angestellt. Dabei hat sich nun zwar die Zusammengehörigkeit von Gymnosporangium mit den Rösteln der Pomaceen überhaupt immer bestätigt, aber bezüglich des Zusammenhanges der einzelnen Formen dieser Pilze sind schließlich die größten Differenzen und Verwirrungen entstanden. Da die Frage in diesem Augenblicke noch ganz unentschieden ist, so registrieren wir in folgendem objektiv alle bisher von den einzelnen Forschern bei ihren Impfversuchen erhaltenen Ergebnisse. Aus denselben glaubte Tudeus<sup>6)</sup> den Schluß ziehen zu müssen, daß eine und dieselbe Gymnosporangium-Art verschiedene Formen von Rösteln erzeugen kann und daß verschiedene Arten von Gymnosporangium auf dieselbe Wirtspflanze wenn auch mit verschiedenem Erfolge übertragbar

Generations-  
wechsel zwischen  
Gymnosporan-  
gium und  
Roestelia.

<sup>1)</sup> l. c. pag. 4.

<sup>2)</sup> Vergl. Kees, Rostpilzform der deutschen Koniferen. Abhandl. d. naturf. Gesellsch. Halle XI, pag. 59.

<sup>3)</sup> Ann. sc. nat. 4. sér. T. II. 1854.

<sup>4)</sup> Bot. Zeitg. 1865, pag. 291.

<sup>5)</sup> Bot. Zeitg. 1867, pag. 222.

<sup>6)</sup> Centralblatt f. Bakteriologie u. Parasitenkunde. IX. 1891. pag. 89.



sind. Die Annahme, an welcher man seit den Dersted'schen Übertragungsversuchen festhielt, daß jede *Roestelia*-Form immer einer bestimmten Gymnosporangium-Art zugehören müsse, würde dann also eine irrige gewesen sein. Doch scheinen andererseits wieder die unten erwähnten Infektionsversuche Fischer's für eine feste Beziehung zu bestimmten *Roestelia*-Formen zu sprechen. Inzwischen ist es Plowright<sup>1)</sup> auch gelungen, umgekehrt durch Ausaat der Sporen der *Roestelia lacera* auf junge *Juniperus communis*-Pflänzchen im zweiten Jahre nach der Impfung Anschwellung der Rinde und Entstehung des Gymnosporangium clavariaeforme zu erzielen. Da Nadeln also die Acidien des Gymnosporangium sind, so geben die *Juniperus*-Arten den geeigneten Boden für die Fortpflanzung der Nadeln.

Diese Parasiten haben also nur zwei Generationen, nämlich keinen Uredozustand, wenn nicht gewisse, den Teleutosporen gleiche, nur viel dünnwandigere zwischen diesen vorkommende Sporen nach Kienig-Verlooff's<sup>2)</sup> Meinung als Uredoiporen aufzufassen sind, die sich hier von den Teleutosporen noch nicht vollständig differenziert haben sollen. Jedenfalls geht aus dem obigen hervor, daß die Koste der Kernobitgehölze alljährlich durch die auf den *Juniperus*-Arten gebildeten Teleutosporen erzeugt werden. Die unten anzuführenden Beobachtungen über das Auftreten des Gitterrotes geben dafür auch die Bestätigung im großen. Das einzige Mittel, diese Koste zu verhüten, ist daher nach den gegenwärtigen Kenntnissen nur die sorgfältigste Entfernung aller mit dem Pilze bedeckten *Juniperus*-Äste oder die gänzliche Ausrottung dieser Nährpflanzen in der Nähe der Obstbäume. Die einheimischen vier Spezies von Gymnosporangium, die aber auch außerhalb Europas, in Nord-Amerika, beobachtet worden sind, führen wir hier zusammen mit ihren zugehörigen, ebendasselbst vorkommenden Gitterroten auf.

Gymnosporan-  
gium fuscum  
und der  
Gitterrost der  
Birnbäume.

1. *Gymnosporangium fuscum* DC. (*G. Sabinae* Winter, *Polisoma fuscum* Corda), auf dem Zadebaum (*Juniperus Sabina*), desgleichen auf *Juniperus oxycedrus*, *virginiana*, *phoenicea*, sowie auf *Pinus halepensis* beobachtet, mit kegelförmigen oder cylindrischen, oft seitlich zusammengedrückt orangefarbenen Fruchtkörpern, deren Sporen sehr lang gestielt, und teils ungefähr rund und braun, teils gestreift spindelförmig und gelb sind. Zu ihm gehört der Gitterrost der Birnbäume (*Roestelia cancellata* Rehm.), welcher auf der Unterseite vollstehender angeschwollener Blattscheiden, seltener auf jungen Früchten sitzt und ellipsoidische, blaugelbe, bis 3 mm lange Peridien hat, die mit Längsspalten gitterförmig unter dem mühenartig ganz bleibenden Eichel sich öffnen. Die durch diesen Pilz verursachten Krankheitserscheinungen sind oben schon erwähnt worden. Die

<sup>1)</sup> Extracted from the Linnean Society's Journal Botany, 5. Mai 1887.

<sup>2)</sup> Botan. Zeitung 1888, pag. 389.

Beobachtungen, welche über das Auftreten dieser Krankheit der Birnbäume gemacht worden sind, bestätigen durchaus, daß dieselbe durch in der Nähe stehende, *Gymnosporangium* tragende Zadebäume verursacht wird. Dersted beobachtete sie in Gärten, in denen Zadebaumbüsche angepflanzt waren, welche den Pilz hatten; auch berichtet er, daß auf der Insel Seeland erst seit der Einführung der *Juniperus Sabina* der Birnrost alljährlich sich zeigt. Sehr verbreitet ist die Krankheit in der Schweiz, wo sie in vielen Ortschaften epidemisch ist und der Obstsertrag durch sie erheblich zurückgegangen ist. Grauer<sup>1)</sup> hat hier mehrfach überzeugend nachweisen können, wie die in der Schweiz zur Einfriedigung beliebten Hecken aus Zadebaum (Zedl der Schweizer), die in Menge das *Gymnosporangium* tragen, die nächststehenden Obstbäume am stärksten anstecken und wie der Grad der Erkrankung wesentlich durch die Entfernung vom Infektionsherd und die herrschende Windrichtung bedingt wird. Auch Sprauer<sup>2)</sup> berichtet einen Fall, wo der in einem Garten stark auftretende Rost an Birnbäumen und andern Pomaceen nach Ausrottung des Zadebaumes baldigst verschwand. Außer auf Birnbäume soll *Gymnosporangium fuscum* auch auf *Pirus Michauxii* und *tomentosa* übergehen. Und Jarlov<sup>3)</sup> giebt an, daß in Amerika die *Roestelia cancellata* auch auf Apfelbäumen, und das *Gymnosporangium fuscum* auch auf *Juniperus communis* auftritt. Nach den Impfversuchen Rathay's<sup>4)</sup> soll durch *Gymnosporangium clavariaeforme* (f. Nr. 3), das auf *Juniperus communis* wächst, ein Bitterrost auf dem Birnbaum erzeugt worden sein. Plowright (l. c.) ist nach seinen in England angestellten Impfversuchen zu der Ansicht gekommen, daß auf *Juniperus Salina* zwei Arten von *Gymnosporangium* existieren müssen, denn er konnte den Pilz nicht nur auf den Birnbaum, sondern besonders leicht und vielfach auch auf *Crataegus Oxyacantha*, einmal auch auf *Mespilus germanica* übertragen. Diese zweite Art führen wir unter Nr. 2 auf.

2. *Gymnosporangium confusum* Plowr. Diese zweite, auf *Gymnosporangium Juniperus Sabina* vorkommende, erst neuerdings von Fijischer<sup>5)</sup> genauer *g. confusum* unterschiedene Art, weicht von der vorigen in den Teleutosporen nur wenig, nämlich darin ab, daß die obere Zelle am Scheitel mehr abgerundet, weniger konisch ist und die Spore eine mittlere Größe von 0,035 mm hat, während sie bei der vorigen Art 0,042–0,045 mm lang ist. Der Hauptunterschied liegt in der zugehörigen Köstolie. Durch die Übertragungsversuche Fijischer's (l. c.) ist nachgewiesen worden, daß diese schon von Plowright in Amerika vermutete, den Zadebaum bewohnende Art auch in der Schweiz neben der andern vorkommt, und daß aus den Teleutosporen auf Laubblättern und auf *Crataegus Oxyacantha* eine Köstolie erzeugt werden kann, welche von der *R. cancellata* des Birnbaums auch

<sup>1)</sup> l. c. pag. 9 ff.

<sup>2)</sup> The *Gymnosporangia* or Cedar Apples of the United States. Boston 1880.

<sup>3)</sup> Obstbaumkrankheiten, 1879, pag. 241.

<sup>4)</sup> Vorläufige Mitteilung über den Generationswechsel unter einheimischen *Gymnosporangien*. Österr. Bot. Zeitschr. 1880, pag. 241.

<sup>5)</sup> Über *Gymnosporangium Salinae* und *Gymnosporangium confusum*, Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 194.

gestaltlich wesentlich verschieden ist, denn sie hat eine cylindrische, von oben an mehr oder weniger weit nach unten in Lappen zerreiende Peridio, deren Zellen auf ihren Seitenwanden mit Keifen, nicht wie bei *Roestelia cancellata* mit Hdern verbit sind, und etwas kleinere Sporen. Einmal ist Fischer die Ubertragung auch auf den Birnbaum gelungen, aber auch hier bildete sich die eben beschriebene Rsteliaform, zum Beweise, da diese einem andern Pilze als die *Roestelia cancellata* angehrt. In allen andern Fllen erwiesen sich Birnen-, Apfelbaum und *Sorbus Aucuparia* gegen dieses *Gymnosporangium* immun, whrend das echte *Gymnosporangium Sabinae* nur auf den Birnpflanzen, nicht auf *Crataegus* und Quitten seine Rstelien ausbildete. Umgekehrt gelang es Fischer auch durch Injektion von Endobaumpflanzen mit den Sporen dieser Quitten-Rstelie die Bildung von *Gymnosporangium*-Bagern hervorzurufen, obgleich das Eindringen der Keimfhlchen der leicht fetmenben *Roestelia*-Sporen nicht beobachtet werden konnte. Auch Klebahn<sup>1)</sup> giebt das Vorkommen von *Gymnosporangium confusum* bei Bremen an und berichtet von gelungenen Ubertragungsversuchen auf *Crataegus*.

*Gymnosporangium clavariaeforme* und der Reifhornrost.

3. *Gymnosporangium clavariaeforme* DC. auf dem gemeinen Wachholder, mit gelben, cylindrischen oder bauchfrmigen, oft gekrmmten Fruchtkrpern und sehr lang gestielten, schlank spindelfrmigen Sporen. Derstedt hat aus den Sporen dieser Art auf *Crataegus*-Ästen den auf diesen Struchern hufig vorkommenden Weifdornrost (*Roestelia lacerata* Sow.), geichtet. Dieser ist durch die langhalsigen bis 6 mm langen, nicht bis zur Basis in Faseren zerreiende Peridien charakterisiert, welche auf Anschwellungen der Zweige, Bltter und jungen Frchte stehen. Nathay (l. c.) will durch Impfversuche dieses *Gymnosporangium* mit Erfolg auf *Crataegus Oxyacantha* und *monogyna*, auf *Sorbus torminalis* und wie erwhnt auf den Birnbaum Ubertragen haben. Farlow (l. c.) fand in Amerika die *Roestelia lacerata* auf *Amelanchier canadensis* und auf wilden und kultivierten Apfelbumen. Plowright (l. c.) hat in England dieses *Gymnosporangium* ebenfalls oft auf *Crataegus*, wenige Male auf den Birnbaum, nicht auf Apfelbaum und Obereiche Ubertragen knnen. Auch Thaxter<sup>2)</sup> konnte in Amerika den Pilz auf *Crataegus tomentosa*, aber nicht auf Apfelbaum impfen. Mrzlich hat auch Tuberf (l. c.) Uber die Resultate seiner Ubertragungsversuche mit *Gymnosporangium clavariaeforme* berichtet: ausgeet auf *Crataegus*, erschien eine *Roestelia* von der Gestalt der *Roestelia cornuta*; auf *Sorbus Aucuparia* und *Cydonia vulgaris* entwickelte sich der Pilz nur bis zur Spermogonienbildung; auf *Sorbus latifolia* bildeten sich nur einige wenige Rstelien, die eine sehr unscheinbare kurze Peridio besaen; auf *Crataegus Oxyacantha*, *grandiflora*, *sanguinea* und *nigra* wurde die echte *Roestelia lacerata* ebenfalls erhalten, whrend auf *Pirus Malus*, *Sorbus Aria*, *Sorbus Chamaemespilus* und auf *Mespilus* die Impfungen nicht anschlugen.

*Gymnosporangium conicum* und der Ebereschentrost.

4. *Gymnosporangium conicum* DC. (*Gymnosporangium juniperinum* Winter), ebenfalls auf dem gemeinen Wachholder, aber mit mehr

<sup>1)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 94 und 335.

<sup>2)</sup> Contributions from the cryptog. Laboratory of Harvard Univrs. 8. Dec. 1886, Proceed. of the American Acad. of arts and sc. Boston 1887, pag. 259.

kegelförmigen oder halbkugelförmigen, fast goldgelben Fruchtkörpern und fäugeren gestielten, teils braunen und gröoeren, teils gelben und kleineren Sporen. Zu ihm gehört der Ebereschenrost (*Roestelia cornuta Ehrh.*), der auf *Sorbus Aucuparia* und *torminalis*, sowie auf *Aronia rotundifolia* sehr langhaltige, oft hornartig gekrümmte, nur an der Spitze zerreiende Peridien bildet und dem Laub dieser Gehölze ebenfalls sehr schädlich ist. Nathay (l. c.) schließt aus seinen Impfversuchen, daß dieses *Gymnosporangium* außer auf *Sorbus* auch auf *Sorbus Aria*, *Aronia rotundifolia*, *Cydonia vulgaris* und auf den Apfelbaum übergehen könne. Farlow (l. c.) konstatierte in Amerika das *Gymnosporangium* auf *Juniperus virginiana* und die *Roestelia cornuta* auf *Amelanchier canadensis*, *Pirus americana* und verschiedenen *Crataegus*-Arten. Bei Blowright's (l. c.) Impfversuchen in England ging dieser Pilz nur auf Eberesche, nicht auf Apfelbaum über.

5. Außerdem sind noch folgende *Roestelia*-Formen auf *Romaceen* bekannt, deren zugehörige *Gymnosporangium*-Arten aber noch nicht entdekt sind, oder über die noch Zweifel bestehen.

Andere Romaceen-Roste.

a. Der Apfelrost (*Roestelia penicillata Fr.*), welcher die Apfelbäume, *Sorbus Aria*, *torminalis* und *Chamaemespilus*, vielleicht auch *Mespilus germanica* befällt. Die Peridien stehen in geringer Zahl regellos oder kreisförmig auf orangegelben Blattflecken und sind gestaltlich denen von *Roestelia lacerata* auf dem Weißdorn ähnlich, aber sie zerreißen bis auf den Grund in Fasern und die Zellen derselben sind mit leistenförmigen Verdickungen versehen, während die der oben genannten Arten mehr warzenförmige Verdickungen besitzen. Es ist daher die von manchen Mykologen angenommene spezifische Identität des Apfelrostes mit dem Weißdornroste von Winter bezweifelt worden. Allerdings hat Verstedt durch Ausfaat von Sporen des *Gymnosporangium clavariaeforme* auch auf Apfelbaum Spermogonien gezüchtet; doch ist es eben zweifelhaft, ob die *Roestelia lacerata* nachgefolgt sein würde, wenn die Entwicklung über den Spermogonienzustand hinausgegangen wäre. Nach H. Hartig<sup>1)</sup> ist dieser Pilz in den bayrischen Alpen ungemein häufig auf *Sorbus Aria* und *Chamaemespilus*, und in gleicher Häufigkeit finde sich dasselbst auf *Juniperus communis* eine Telentoporenform, die er *Gymnosporangium tremelloides* nennt, in *Nostoe* ähnlichen halbkugelförmigen Massen. Er will durch Infektionsversuche im Garten daraus die *Roestelia*-Form auf *Sorbus Aria* erzeugt haben. Nach Farlow (l. c.) kommt in Amerika *Roestelia penicillata* ebenfalls auf Apfelbaum, sowie auf *Pirus angustifolia* und *Amelanchier canadensis* vor.

Apfelrost.

b. Der Mispelrost (*Aecidium Mespili DC.*), auf *Mespilus germanica* und *Cotoneaster vulgaris*, mit zylindrischen oder zylindrisch-bauchigen Peridien, welche durch seitliche Längsrisse in schmale, anfangs an der Spitze zusammenhängende, aber bald sich trennende Fasern zerreißen.

Mispelrost.

c. Von amerikanischen *Roestelia*-Formen zählt Farlow (l. c.) noch folgende auf:

Amerikanische *Roestelia*-Formen.

aa. *Roestelia botryapites Schw.*, auf Blättern von *Amelanchier canadensis*. Nach Thaxter<sup>2)</sup> gehört diese Form zu *Gymnosporangium biseptatum*.

<sup>1)</sup> Lehrbuch d. Baumkrankheiten, 2. Aufl., pag. 133.

<sup>2)</sup> Botan. Gazette. 1889, pag. 153.

Amerikanische  
Gymnosporan-  
gium-Arten.

bb. *Roestelia transformans* Ellis, auf Blättern, Früchten und jungen Trieben von *Pirus arbutifolia* und auf Blättern des Apfelbaumes.

cc. *Roestelia hyalina* Cooke, auf Blättern von *Crataegus*.

dd. *Roestelia aurantica* Peck, auf Früchten und Trieben von *Crataegus*-Arten, *Amelanchier canadensis*, auf Quitten und auf Apfelbaum; soll nach Thaxter<sup>1)</sup> zu *Gymnosporangium clavipes* gehören.

d. Von amerikanischen *Gymnosporangium*-Arten werden bei Farlow (l. c.) und späteren noch folgende erwähnt.

aa. *Gymnosporangium Ellisii* Berk., auf *Cupressus thuyoides*, mit bis  $\frac{1}{4}$  Zoll langen fadenförmigen Sporenmassen und 3- bis 4-zelligen Teleutosporen. Nach Thaxter's<sup>1)</sup> Vermutung gehört dazu vielleicht die *Roestelia transformans*.

bb. *Gymnosporangium macropus* Lmk. auf *Juniperus virginiana*, wo der Pilz an den kleinen Zweigen silbergraue frostige Anschwellungen erzeugt.<sup>2)</sup> Durch Impfversuche sollen damit Spermogonien auf Blättern von *Amelanchier* und *Crataegus tomentosa* erhalten worden sein. Bei Impfversuchen Thaxter's<sup>1)</sup> soll der Pilz erfolgreich auf Apfelbaum übertragen worden sein und dort eine *Roestelia pyrata* erzeugen.

cc. *Gymnosporangium biseptatum* Ellis, auf *Cupressus thuyoides* und *Libocedrus decurrens*. Damit soll Infektion von *Crataegus* unter Bildung von Spermogonien, nach Thaxter (l. c.) solche von *Amelanchier canadensis* gelingen sein.

dd. *Gymnosporangium clavipes* Cooke et Peck, auf *Juniperus virginiana*, ist von Thaxter (l. c.) ebenfalls auf *Amelanchier canadensis* übertragen worden.

ee. *Gymnosporangium globosum* auf *Juniperus virginiana* will Thaxter (l. c.) erfolgreich auf *Crataegus coccinea*, *Pirus americana* und *Malus* und auf *Amelanchier canadensis* übertragen haben.

ff. *Gymnosporangium Nidus avis* Thaxter auf *Juniperus virginiana*, ist von Thaxter (l. c.) auf *Amelanchier canadensis*, *Pirus Malus* und Quitten übertragen worden.

gg. *Gymnosporangium Cunninghamianum* Barcl., auf *Cupressus torulosa* im Himalaya, wozu nach Barclay's<sup>4)</sup> Kulturversuchen eine *Acidienform* auf *Pirus Pashia* gehört.

## XI. *Coleopuccinia* Patouill.

*Coleopuccinia*. Jede der zweizelligen Teleutosporen ist mit ihrem Stiel in eine Gallertscheide eingeschlossen, und die benachbarten Scheiden sind mit einander verflocht.

Auf *Amelanchier*. *Coleopuccinia sinensis* Patouill., auf den Blättern einer *Amelanchier* aus Yuen-nan<sup>5)</sup>.

<sup>1)</sup> Botan. Gazette. 1889, pag. 163.

<sup>2)</sup> Bergl. Sanford, Ann. of. Botany I. London 1887—88, pag. 263.

<sup>4)</sup> Scientific mem. by medical officers of the army of India. Calcutta 1890, pag. 71.

<sup>5)</sup> Bergl. Patouillard, Revue mycol. XI, pag. 35.

## XII. *Ravenelia* Berk.

Die Teleutosporen sind zu einem kopfförmigen Körper vereinigt, welcher wie eine schirmartige Masse auf einem Stiele steht. Die Zahl der Zellen eines Teleutosporenkopfes schwankt zwischen 2 und 50. Zwischen Stiel und Sporenkopf befindet sich eine Region von Cytzellen, d. i. dünnwandige, blasenförmige Zellen, welche allmählich in die Zellen des Stiels übergehen, bei der Sporenreife zerreißen und die Abtrennung der Sporen vermitteln, wobei ihre Zellreste eine Art Halskrause um den Sporenkopf darstellen. Den Teleutosporen gehen gelbliche Uredosporen voraus, welche durch eine kraterähnliche Öffnung der Epidermis der Nährpflanze austreten, worauf die dunkelbraunen Teleutosporenköpfe aus dem Grunde der Höhle sich erheben<sup>1)</sup>.

*Ravenelia.*

In Amerika und Ostindien vorzugsweise auf *Acacia*-Arten und verwandten Leguminosen vorkommende Rostpilze, von denen entweder nur Teleutosporen bekannt sind, wie bei *Ravenelia indica* Berk. auf den Hülsen von *Bauhinia* und *Cassia* auf Ceylon, oder Uredo- und Teleutosporen, wie bei *Ravenelia glanduliformis* Berk. et Curt., auf den Blättern von *Tephrosia*-Arten in Nordamerika, oder außer Uredo- und Teleutosporen auch ein Aecidium, wie bei *Ravenelia Hieronymi* Speg. auf den Ästchen von *Acacia cavenia* in Argentinien.

Auf *Acacia*,  
*Bauhinia*,  
*Cassia*.

## XIII. *Cronartium* Fr.

Bei dieser Gattung sind die Teleutosporen mit einander gewebeartig verbunden zu einem von der Unterlage aufsteigenden cylindrischen, säulenförmigen Körper, welcher durch basales Wachstum in die Länge wächst und aus zahlreichen, gestreckten, der Länge nach parallel liegenden, braunwandigen Sporenzellen zusammengesetzt ist. Beim Keimen dieser Teleutosporensäule bilden sich an der Außenseite der äußeren Zellen kleine, kuglige, farblose Speridien. Den Teleutosporen geht unmittelbar eine Uredogeneration voran: kleine, pustelförmige, blasige Sporenhäufchen, die von einer Peridie umgeben sind und ovale, mit nacheligen Protoplasten versehene, bläulichbraune Sporen bilden. Nach Ausstreumung dieser wächst durch die Öffnung der Peridie die in dem Uredolager angelegte junge Teleutosporensäule hervor. Über den Entwicklungsengang ist nichts Näheres bekannt. Aecidien fehlen. Alle *Cronartium*-Arten bewirken an den Blattstücken, welche von den Teleutosporen befallen sind, ein Mißfarbigwerden und Absterben des Gewebes.

*Cronartium.*

1. *Cronartium asclepiadeum* Fr., auf den Blättern von *Cynan-* Auf *Cynanchum*.  
*chum vincetoxicum* und *Gentiana asclepiadea*, an der Unterseite auf den  
trauben fiedeln große Gruppen dicht stehender, brauner, fadenförmiger  
Teleutosporensäulen bildend. Nach Cornu und Liebman ist das zu

<sup>1)</sup> Vergl. Berkeley, *Gardener's Chron.* 1853, pag. 211 und Coope, *Journ. of the Royal Microscop. Soc.* 1880, pag. 384.

- diesem Pilze gehörige Acidium das *Peridermium Pini a. corticola* auf der Kiefer (f. S. 193).
- Auf Paeonia. 2. *Cronartium Paeoniae* Tul. (*Cronartium flaccidum* Wint.), auf der Unterseite großer, kranker, bräunlicher oder schwarzer Flecken der Blätter von *Paeonia officinalis*.
- Auf Ribes. 3. *Cronartium ribicola* Dietr., auf der Unterseite der Blätter von *Ribes rubrum*, *Grossularia*, *alpinum*, *aureum* und *nigrum*, in Norddeutschland, den Ostseeprovinzen, sowie im Innern Russlands, um Moskau bis zum Ural verbreitet. Nach Klebahn<sup>1)</sup> steht dieser Pilz im Generationswechsel mit einem Blasenroste der Weymouthskiefer, dem *Peridermium Strobi Kleb.*, welches an der Rinde dieses Baumes auftritt wie das ganz ähnliche *Peridermium Pini* auf der gemeinen Kiefer, welches zu einem andern Rostrapfz gehört (f. S. 195) und welches nach Klebahn auch gewisse Verschiedenheiten von der neuen Form auf der Weymouthskiefer zeigt. Klebahn übertrug die *Peridermium*-Sporen auf *Ribes* und erhielt hier das *Cronartium*. Dasselbe ist auch Wettstein<sup>2)</sup> und Sorauer<sup>3)</sup> mit verschiedenen *Ribes*-Arten geglückt. Auch umgekehrt konnte Klebahn<sup>4)</sup> diese Sporidien von *Cronartium ribicola* erfolgreich auf junge Weymouthskieferrassen impfen, indem an einem der geimpften Exemplare eine Anschwellung sich bildete, auf welcher die charakteristischen Spermogonien erschienen. Zu bemerken ist, daß nach Klebahn von *Ribes Grossularia* nur die hochstämmigen, auf *Ribes aureum* gepropften Stachelbeeren für die Infektion mit *Peridermium Strobi* empfänglich sind, worin vielleicht ein Einfluß der Unterlage auf das Virosporeiz zu sehen ist<sup>5)</sup>.
- Auf Balsamina. 4. *Cronartium Balsaminae* Niessl, auf *Balsamina hortensis*.

#### XIV. *Alveolaria Lagerh.*

- Alveolaria. Die Teleutosporen bilden eine cylindrische, orangegelbe Säule, die aus niedrigen, kreisrunden Zellscheiben, den Sporen, besteht. Jede Sporenscheibe ist aus vielen, fest verbundenen Teilsporen zusammengesetzt. Bei der Keimung lösen sich die Sporenscheiben von einander und jede Teilspore ist keimfähig; die Keimung geschieht wie bei *Puccinia*. Lagerheim<sup>6)</sup> hat diese Gattung in einigen Arten in Genua beobachtet.

#### XV. *Trichospora Lagerh.*

- Trichospora. Die Teleutosporenlager sind fadenförmig, orangegelb und bestehen aus langen, spulenförmigen Sporen, die mit einander fest verbunden bleiben und zwischen sich sehr schmale und lange, sterile Zellen haben. Im reifen Zustande ist jede Spore durch drei Querswände vierzellig.

<sup>1)</sup> Abhandl. des naturw. Ver. zu Bremen X, pag. 145, und Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. 1888.

<sup>2)</sup> Sitzungsber. d. zool.-bot. Gesellsch. Wien 1890, pag. 44.

<sup>3)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 183.

<sup>4)</sup> Bericht d. deutsch. botan. Gesellsch. 1890.

<sup>5)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II. 1892, pag. 335.

<sup>6)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. IX, pag. 344.

bei der Keimung wächst aus diesen vier Zellen je ein Sterigma mit einer Sporidie. Lagerheim (l. c.) hat folgende Art entdeckt.

*Trichospora Tournesortiae* Lagerh., auf *Tournesortia*-Arten in Äquador. Der Pilz befruchtet alle oberirdischen Teile, den Teleutosporen gehen Spermogonien voraus.

## XVI. *Chrysomyxa* Ung.

Die Gattungs-Charaktere von *Chrysomyxa* liegen in dem orangegelben, fleischigen, polsterförmigen, unter der Epidermis der Nährpflanze sich bildenden und durch dieselbe hervorbrechenden Lager der Teleutosporen, welche cylindrisch, fast fadenförmig, büschelförmig verzweigt und durch Querscheidewände in mehrere übereinanderstehende Zellen geteilt sind, deren Protoplasma durch ein orangefarbiges Öl gefärbt ist (Fig. 35). Bei der Keimung bleiben die unteren dieser Zellen steril, während von den oberen jede ein mehrzelliges Promycelium mit meist vier, auf kurzen Stielen stehenden Sporidien entwickelt. Von diesen Pilzen sind jetzt mehrere Arten bekannt, welche besonders der Nichte schädlich sind; diese Arten haben aber sehr verschiedenen Entwicklungs- gang und bei einigen Arten ist es der Aëbienszustand, bei einer andern, wo die Aëbien fehlen, der Teleutosporenzustand, welche die Nichtenadeln befruchtet und verdirbt. Bei manchen dieser Arten geht den Teleutosporen ein Uredozustand voraus, der bei dieser, wie bei der folgenden Gattung nackte, pulverbörmige, orangefarbene Schüsschen darstellt, und in beiden Gattungen durch die reihenförmig übereinander zur Abschnürung kommenden Sporen von den Uredoformen der andern Gattungen sich unterscheidet.

### A. *Leptochrysomyxa*.

Es sind nur Teleutosporen bekannt, welche sofort nach der Reife keimen.

*Leptochrysomyxa*

1. Der Nichtenadelrost oder die Gelbfleckigkeit der Nichtenadeln oder Gelbsucht der Nichten, *Chrysomyxa abietis* Ung. An den diesjährigen Nadeln bilden sich von Ende Juni an, wenn dieselben noch weich sind, in der ganzen Breite derselben strohgelbe Ringe oder Querbinden (Fig. 35A). Der übrige Teil des Blattes behält die grüne Farbe, und in diesem Zustande bleiben die Nadeln an den Zweigen bis zum folgenden Frühjahr. In den gelben Flecken wird das Teleutosporenlager schon im Oktober oder November angelegt; aber erst im Mai erreicht es seine Ausbildung; auf den nun zweijährigen, kranken Nadeln brechen auf der Unterseite an den gelben Flecken linienförmige, den zu beiden Seiten der Mittelrippe laufenden Spaltöffnungsreihen entsprechende, mit der Unterlage fest verwachsene, orangefarbene Polster hervor. Bald ist es nur ein kleines Stück, bald der größere Teil der Nadel oder selbst die ganze Nadel, wo die Gelbfärbung eingetreten ist; immer tritt sich das Teleutosporenlager nahezu über die ganze Länge des kranken Teiles und kommt nur auf



diesem vor. Es bildet sich unter der Epidermis und der subepidermalen, dachwandigen Zellschicht und durchbricht beide. Das Parenchym der kranken Stellen ist reichlich durchwuchert von den verästelten, septierten, und gelbe Urtropfen führenden Myceliumfäden; diese treffen unter den Sporenlagern zahlreich zusammen und verflechten sich; aus diesem Geflecht erheben sich die oben beschriebenen Sporen. Nach erlangter Reife keimen dieselben noch

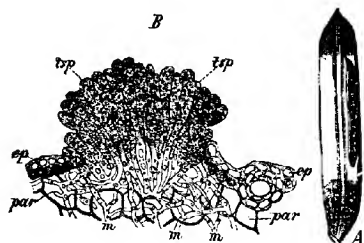


Fig. 35.

**Der Nadelnadelrost** (*Chrysomyxa abietis* Ung.)  
A Eine kranke Nadelnadel; auf der rechten Hälfte des gelben Fleckens mit einem hervorgebrochenen roten Sporenlager. B Durchschnitt durch ein Sporenlager *tp*; *ep* Epidermis, *par* Parenchym der Nadel; *m* Myceliumfäden, welche zahlreich nach dem Sporenlager hin laufen. 200fach vergrößert. Nach Rees.

auf den am Zweige stehenden kranken Nadeln, nach der Reimung vertrocknen die Teleutosporenlager, und die kranken Nadeln werden jetzt dürr und fallen ab. In diesem Verlust einjähriger Nadeln liegt der schädliche Charakter der Krankheit. An den Zweigen, die von dem Roste ergriffen sind, ist in der Regel die Mehrzahl der einjährigen Nadeln gelb und geht also verloren. Die Krankheit befällt die Nadeln in jedem Lebensalter, nicht bloß hochstämmige, sondern auch strauchförmige Pflanzen, und sogar an jungen Sämlingen beobachtet worden.

Der Entwicklungsengang des Parasiten ist von Rees<sup>1)</sup> verfolgt worden. Danach existiert der Pilz nur in der Teleutosporenform; ihm fehlen Uredo und Acidium. Bei der Reimung, die unter günstigen Feuchtigkeitsbedingungen stattfindet, treiben die Sporen das oben beschriebene Promycelium mit Sporidien. Bringt man Sporidien auf ganz junge Nadeln, wie sich solche zur Zeit, wo die Teleutosporen keimen, an den Zweigen befinden, so treiben dieselben einen Keimlauch, welcher die Epidermiszellen der jungen Nadeln durchbohrt und ins Innere derselben eindringt. Rees hat durch solche Ausseten auf gesunde Nadeln das Mycelium des Pilzes, die Krankheit und die Teleutosporenlager in den Nadeln erzeugen können. Das Mycelium überschreitet den Punkt seines Eintrittes nicht weit, die Krankheit ist daher auf eine Stelle der Nadel lokalisiert; in den eigentlich veremmenden Teilen der Nährpflanze lebt das Mycelium nicht, muß sich also alljährlich von neuem erzeugen. In den Zellen des befallenen Gewebes verschwindet das Chlorophyll alsbald, dafür bildet sich in denselben zeitiger als im gesunden Blatte Stärkemehl in Menge, doch wird dasselbe später wieder vom Pilz verzehrt.

Die Bekämpfung ist nur dadurch möglich, daß alles kranke Holz rechtzeitig, d. h. vor der im Frühjahr erfolgenden Bildung der Sporen, abgeräumt wird.

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1865, Nr. 51 u. 52, und besonders: Rostpilzformen der deutschen Koniferen in Abh. d. naturf. Ges. Halle XI. Bd., pag. 80.

Auf den Fichtenadelrost wurde man zuerst im Jahre 1831<sup>1)</sup> im Harz aufmerksam, wo er in großer Ausdehnung und besorgniserregend auftrat, stellenweise in solchem Grade, daß oft ganze Berghänge gelb erschienen; er zeigte sich sowohl auf den Höhen wie in den Thälern, in geschützter wie in exponierter Lage, an einzelnen Bäumen wie in den Beständen, auf trockenem wie auf feuchtem Boden. Einen so hohen Grad hat die Krankheit dort selbst wohl nicht wieder erreicht, und die Befürchtungen sind sehr übertrieben worden. Aber die Krankheit ist auch heute noch im Harz verbreitet, wenn auch wenig intensiv, und die Möglichkeit eines stärkeren Ausbruchs ist dauernd gegeben. Sie begleitet die Fichte dort von den Thälern an bis zur Baumgrenze; ich fand sie auch noch am Gipfel des Brodens an den Zwergfichten. Im Jahre 1850 bemerkte man den Rost auch bei Tharand und an andern Orten des Erzgebirges<sup>2)</sup> und gegenwärtig noch ist er durch dieses Gebirge stellenweise anzutreffen. Nach anderweiten von Reeb<sup>3)</sup> zusammengestellten Notizen hat man ihn auch in Neu-Vorpommern, in Thüringen, bei Halle, in Oberhessen, im Odenwald, im Schwarzwald, um München und bei Graz gefunden; aus dem Riesengebirge wird er von Schröter angegeben. Während er aber im Norddeutschen Gebirge bis an die Baumgrenze hinaufgeht, scheint er in den eigentlichen Alpenländern in der Fichtenregion durch das *Aecidium abietinum* (Z. 190) vertreten zu werden; ich habe ihn wenigstens im Berchtesgadener Land, im Pongau und Pungau nirgends finden können. Von Kistrup<sup>4)</sup> wird die Krankheit in Dänemark angegeben, und nach Eriksson ist sie auch in Schweden nicht selten<sup>5)</sup>.

#### B. Hemichryso-myxa.

Nur Uredo- und Teleutosporen sind bekannt; doch giebt es vielleicht auch einen noch unbekannten Aecidiumzustand.

Hemichryso-  
myxa.

2. *Chrysomyxa pirolata* Winter, auf *Pirola rotundifolia* und minor kleine, rundliche, wachsartige, gelbrote Teleutosporenlager bildend, denen orangefelbe, kleine, rundliche, pulverförmige Häufchen von Uredosporen voraus gehen.

Auf *Pirola*.

3. *Chrysomyxa albidula* Kühn, auf den Blättern von *Rubus fruticosus* von Kühn<sup>6)</sup> im Schwarzwald beobachtet, von Z. Müller<sup>7)</sup> auch in Schlefien gefunden. Die Teleutosporen sind farblos, bilden daher kleine, runde, weiße Lager; ihnen gehen lichtgelbe Häufchen von Uredosporen voraus. Die Keimung der Teleutosporen erfolgt nach Kühn sofort nach der Reife. Von Dietel<sup>8)</sup> wird der Pilz zur Gattung *Phragmidium* unter

Auf *Rubus*.

<sup>1)</sup> Vergl. v. Berg, über das Selbstwerden der Fichtenadeln am Harz. Allgem. Forst- und Jagdzeitung 1831, pag. 494.

<sup>2)</sup> Vergl. Stein, Tharander Jahrbuch 1853, pag. 108 ff.

<sup>3)</sup> L. c. pag. 81.

<sup>4)</sup> Gittert in Juit, bot. Jahressber. f. 1877, pag. 130.

<sup>5)</sup> Mitteilungen d. Experimentalfeld d. Agl. Landb. Akademie 11, Stockholm 1890.

<sup>6)</sup> Botan. Centralbl. XIV. 1883, pag. 154. — Hedwigia 1884, Nr. 11, pag. 167.

<sup>7)</sup> Die Rostpilze der Rosa- und Rubus-Arten. Pandw. Jahrb. XV. 1886, pag. 739.

<sup>8)</sup> Beitr. zur Morphol. d. Uredineen. Bot. Centralbl. XXXII.

dem Namen *Phragmidium albidum* gezogen. Über eine auf Stämmen und Blättern von *Rubus* auftretende, überwinterte Uredoform, die möglicherweise einer andern *Chrysomyxa* angehört, ist Z. Müller<sup>1)</sup> zu vergleichen.

Auf *Empetrum*.

4. *Chrysomyxa Empetri* Rost., (*Uredo Empetri* Pers., *Casoma Empetri* Winter), auf den Blättern von *Empetrum nigrum*.

### C. *Euchrysomyxa*.

*Euchrysomyxa*.

*Acidium*, Uredo- und Teleutosporen sind vorhanden.

Auf *Rhododendron*.

5. *Chrysomyxa Rhododendri* de By., auf den Blättern der Alpenrosen *Rhododendron ferrugineum* und *hirsutum*, in den Alpengegenden; die ründlichen oder länglichen Uredohäufchen und die ebenso gestalteten braunroten bis orangegelben gewölbten Teleutosporenlager stehen auf rotvioletten, gelblichen oder braunrothen Blattflecken und erscheinen im Juni und Juli nach dem Schmelzen des Schnees auf den überwinterten Blättern. Nach de Bary<sup>2)</sup> keimen die Teleutosporen sehr bald, und die Keimschläuche der Sporidien dringen in die Nadeln der Fichte ein, und hier entwickelt sich daraus das im Juli oder August erscheinende

Fichtennadel-acidium.

*Acidium abietinum* Alb. et Schwe., das Fichtennadelacidium. Der Parasit ist auf die einzelne Nadel beschränkt und stimmt also hierin mit dem andern Fichtennadelrost, *Chrysomyxa abietis* (Z. 187). Er befallt ebenfalls die junge, erstjährige Nadel; diese wird ganz oder nur in einem Teile, welcher den Pilz enthält, bleich-gelb entfarbt (Fig. 36), zeigt aber sonst keine Veränderung, ebensowenig wie der Zweig, an welchem die kranken Blätter sitzen. Auf dem entfarbten Teile der Nadel erscheinen kleine, punktförmige Spermogonien zusammen mit den Acidien, deren ein oder mehrere nicht regelmäßig reihenweis auf einer Nadel sitzen. Dieselben haben eine weiße, sehr vergängliche Peridie, welche bald ziemlich kurz, bald bis 3 mm lang am Rande gezähnt ist und meist in der Längsrichtung der Nadel einen etwas größeren Durchmesser hat, als in der Querrichtung. Die Bildung der Sporen geschieht nach der gewöhnlichen Art der Acidien. Nach der Reife der Acidien vertrocknen die Nadeln und fallen ab. Nach Kieß<sup>3)</sup> geht das Mycelium nicht über die kranke Stelle der Nadel hinaus; es kann also nicht perennieren; die Sporen aber verlieren schon nach einigen Wochen ihre Keimfähigkeit. Die Krankheit scheint, wenn auch nicht ausschließlich, so doch hauptsächlich den Alpenländern anzugehören; ich traf sie, wie schon in der vorigen Heflage erwähnt wurde, 1878 sowohl in den nördlichen (bayerischen) als auch in den Centralalpen (Tauern) allgemein verbreitet und den dort fehlenden Fichtennadelrost vertretend. Sie kommt dort schon unten in den Thälern vor, selbst an kleinen, niederen Bäumchen, die in den Gärten gezogen werden, und geht hinauf durch die ganze Fichtenregion bis an die obere Grenze der-



Fig. 36.

### Das Fichtennadelacidium.

Eine kranke Fichtennadel, auf dem gelben Fleck zwei hervorgebrochene Acidien und mehrere punktförmige Spermogonien. Schwach vergrößert.

<sup>1)</sup> Die Rostpilze der Rosa- und Rubus-Arten. Landw. Jahrb. XV. 1886, pag. 739.

<sup>2)</sup> Botan. Zeitg. 1879.

<sup>3)</sup> l. c., pag. 99.

jelsen, J. B. auf dem Watzmann bis 1450 m, im Stubachthal in den Tauern bis 1750 m ü. M. Mit zunehmender Höhe wird sie häufiger; während in den tieferen Lagen oft nur einzelne Nadeln erkranken, sind in der oberen Nadelholzregion nicht selten die meisten der an einem diesjährigen Triebe sitzenden Nadeln ergriffen. Sehr auffallend zeigte sich dies im Stubachthal, wo am oberen Saume des Nadelgürtels der Rost verheerend epidemisch auftrat, und schon aus einiger Entfernung die stark entlaubten und stark vergilbten Bäume auffielen und selbst die letzten Zwergzweige den Schwarzerlen trugen, während tiefer, etwa von 1370 m an abwärts die Nichte zwar nicht verschont, doch auffallend gesünder war und von einem eigentlichen Schaden nicht mehr die Rede sein konnte. De Bary, welcher später dieses Verhalten des Pilzes bestätigte, hat die Erklärung dafür in dem Nachweise des Generationswechsels mit den bekanntlich an der oberen Nadelholzgrenze wachsenden Alpenrosen gegeben. Auf den letzteren erhält sich übrigens der Pilz auch ohne das Zwischentreten der Aecidien-generationalion, weil durch Vermittelung der reichlich sich bildenden Uredo-sporen die neuen Blätter wieder direkt angeleckt werden. Dagegen ist umgekehrt die Gegenwart der Alpenrosen die Veranlassung für die alljährliche Entschlingung des Nadelnadelacidiums in den Alpen. — Auch in Amerika ist von (Farlow<sup>1)</sup> das Aecidium abietinum in den White mountains, und zwar auf Abies nigra beobachtet worden; auf den Bäumen der unteren Region fand sich der Pilz nicht, wohl aber massenhaft auf den niedrigen Pflanzen der höheren Bergregion; indes zeigten die in der Nähe wachsenden Rhododendron lapponicum und Ledum latifolium keine Chrysomyxa.

6. *Chrysomyxa himalense* Barclay<sup>2)</sup>, auf Blättern, Blattstielen, auf Rhododendron arboreum. Zweigen und Früchten von Rhododendron arboreum im Himalaya.

7. *Chrysomyxa Ledi* de Bary (Coleosporium Ledi Schrot.), auf den auf Ledum und Blättern von Ledum palustre im norddeutschen Tieflande, im Uredo- und das Nadelnadel-Zeleosporenzustande fast ganz mit Chrysomyxa Rhododendri übereinstimmend. De Bary (l. c.) hat gezeigt, daß dieser Pilz jenen gewissermaßen in den Ebenen und in den niederen Gebirgen auf dem den Alpenrosen nächst verwandten Ledum vertritt, denn er erzeugt ebenfalls das Nadelnadelacidium, welches denn auch in der That im norddeutschen Tieflande ebenfalls an den Nadeln und zwar in Gesellschaft von Ledum palustre vorkommt; nach R. Hartig<sup>3)</sup> soll er auch in Rußland häufig sein. Auch in Schweden kommt das Nadelnadelacidium nach (Körtrup<sup>4)</sup> und (Griffson<sup>5)</sup> sogar sehr oft verheerend vor, aber nicht in Dänemark, weil dort das Ledum fehlt. Ferner konstatierte (Körtrup<sup>6)</sup> die Uredo-sporen auf Ledum palustre in Grönland, wo die Nichte überhaupt nicht vorkommt, woraus zu folgen scheint, daß das Acidium keine obligatorische, sondern nur eine facultative Rolle bei der Verbreitung des Pilzes spielt. Dieses Acidium

<sup>1)</sup> Appalachia III, 3. Januar 1884.

<sup>2)</sup> Scientific. mem. by medical officers of the army of India. Calcutta 1890, pag. 79.

<sup>3)</sup> Lehrbuch der Baumkrankheiten, 2. Aufl., pag. 152.

<sup>4)</sup> l. c. 1883, pag. 222.

<sup>5)</sup> l. c.

<sup>6)</sup> Nogle nye Jagttagelser angaaende heterociske Uredineer. Vidensk. selsk. Forhandl. 1884.

gleichst fast ganz dem alpinen, nur sind die Zellen der Peribie nicht zusammengedrückt, sondern bikonkav plattenförmig und an den Enden nicht schiefe übereinandergreifend, sondern erweitert und abgeplattet. (Schröter<sup>1)</sup>), welcher den Teleutosporenzustand auf *Ledum palustre* auffand, hat bereits ermittelt, daß auch dieser Pilz in den Blättern der Nährpflanze überwintert und schon zeitig im Frühjahr die Teleutosporenlager hervortreten läßt, die dann alsbald keimen. Im Tieflande hat also die Nähe von *Ledum palustre* für die Fichte die Gefahr des Kosses.

### XVII. Coleosporium Lév.

**Coleosporium.** Die Gattung Coleosporium hat ebenfalls rote Teleutosporenlager, welche sich unter der Epidermis bilden und cylindrische oder keulenförmige, durch Quercheidewände meist mehrzellige, nicht gestielte und dicht gedrängt beisammen und mit der Längsaxe rechtwinkelig zur Oberfläche des Pflanzenteiles stehende Sporen haben, dieselben sind aber nicht verzweigt und bleiben dauernd von der Epidermis bedeckt, worin der Unterschied von der vorigen Gattung liegt. Ihnen voraus gehend oder mit ihnen gleichzeitig treten auf denselben Blättern orangefelbe, staubige Uredohaufchen auf, die keine Peribie und Paraphysen haben und in denen die runden, mit stacheligem Eriopodium versehenen Sporen abweichend von andern Uredoformen kettenförmig zu mehreren von jeder Basidia abgeschnürt werden, also gerade so wie bei der vorigen Gattung. Beide Sporenlager bilden sich an der Unterseite der Blätter in Form kleiner unregelmäßiger Flecken. Solcher Kosspilze kennt man mehrere Arten, die auf verschiedenen Pflanzen, hauptsächlich auf Kräutern vorkommen. Von den meisten dieser Pilze kennt man noch kein Aecidium, einer derselben aber interessiert besonders aus dem Grunde, weil von ihm ein heterothisches Aecidium bekannt ist, welches derselbe auf der Kiefer bildet und wodurch er zum Urheber einer eigentümlichen Kiefernkrankheit dieses Baumes wird.

#### A. Hemicoleosporium.

- |                    |   |
|--------------------|---|
| Hemicoleosporium.  | Nur Uredo- und Teleutosporen sind bis jetzt bekannt.  |
| Auf Anemone.       | 1. Coleosporium Pulsatillae Winter, auf Anemone Pulsatilla und pratensis.   |
| Auf Rhinanthaceen. | 2. Coleosporium Rhinanthacearum Fr. (Coleosporium Euphrasiae Schum.), auf den meisten Rhinanthaceen, besonders auf den Arten von Melampyrum, Rhinanthus, Pedicularis und Euphrasia. Vergleiche wegen des Aecidiums unten Coleosporium Senecionis. |
| Auf Cerinthe.      | 3. Coleosporium Cerinthes Schröt., auf Cerinthe minor in Schlesien.   |
| Auf Campanulaceen. | 4. Coleosporium Campanulacearum Fr., auf den meisten Arten von Campanula, sowie auf Phyteuma, Jasione, Specularia und Lobelia.  |

<sup>1)</sup> Cohn's Beitr. z. Biologie d. Pfl. III. Heft 1, pag. 53.

5. *Coleosporium Synantherarum* Fr. (*Coleosporium Sonchi* auf Compositen. *Winter*), auf vielen Compositen, besonders häufig auf *Tussilago farfara*, *Petasites*-Arten, *Adenostyles*, *Inula*-Arten, *Cacalia*, *Sonchus*-Arten, *Cineraria* und gewissen Arten von *Senecio*, wie *Senecio nemorensis*, *subalpinus*, *cordatus*, *aquaticus*, *nebrodensis* und *saracenicus*, während die auf *Senecio vulgaris* und verwandten Arten vorkommende Form zur folgenden Spezies gehört. Die Teleutosporen sind hier meist vierzellig. Wegen des Aeidiums der auf *Tussilago* vorkommenden Form vergleiche das unten bei *Coleosporium Senecionis* gesagte.

#### B. *Eucoleosporium*.

Aeidium, Uredo- und Teleutosporen sind vorhanden.

6. *Coleosporium Senecionis* Fr., sehr häufig im Sommer bis in den Herbst auf *Senecio viscosus*, *silvaticus*, *vulgaris*, *vernalis* und *Jacobaea*. Die Teleutosporen sind meist einzellig. Bezüglich des zugehörigen Aeidiums sind bis in die jüngste Zeit die Ansichten recht wechselnd gewesen. Zuerst hat Wolf<sup>1)</sup> auf Grund seiner Insektionsversuche als Aeidium erklärt den Kiefernblasenrost, *Peridermium Pini* Wallr. (*Aeidium Pini* Pers.). Dieser ist von den gewöhnlichen Aeidienformen durch relativ große blasen- oder schlauchförmige, unregelmäßig zerreiße Peridien unterschieden. Zu denselben entstehen die Sporen durch fettenförmige Abschnürung, wobei zwischen den Sporen jeder Kette Zwischenstücke, gebildet aus einer gallertigen Membranlamelle, vorhanden sind. Dieser Parasit lebt in zwei Formen auf zweierlei Theilen der Kiefer, wonach er auch zwei verschiedene Krankheitserscheinungen hervorruft. Der die Äste und Zweige bewohnende Pilz (*Peridermium Pini* a. *corticola*) hat zahlreiche, nebeneinander stehende, 3–6 mm große, blasenförmige oder sackartig erweiterte gelblichweiße Peridien, welche das orangefarbene Sporenpulver enthalten und auf ihren Basidien die Sporen zu 20 und mehr in einer Reihe tragen. Diese Früchte brechen aus der Rinde hervor, die dadurch rissig und rauh wird und gewöhnlich bald Harzergüsse austreten läßt. Die Krankheitserscheinungen sind genauer von R. Hartig<sup>2)</sup> untersucht worden. Fruktifizierend zeigt sich der Blasen-

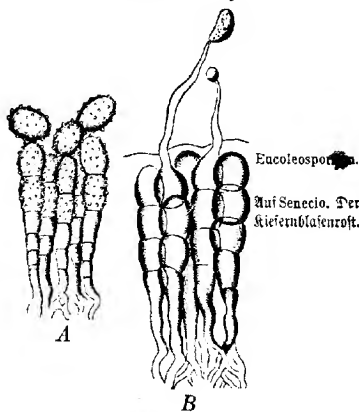


Fig. 37.

***Coleosporium Rhinanthacearum***, A Teil eines Uredosporenlagers, mit fettenförmig sich abgliedernden Sporen. B Teil eines Teleutosporenlagers unterhalb der Epidermis, durch letztere wachsen die Promyceliumfäden zweier keimenden Teleutosporen heraus. Nach Tulasne.

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1874, und besonders: Landwirtsch. Jahrb. 1877, pag. 723 ff.

<sup>2)</sup> Bot. Zeitg. 1873, pag. 355, und besonders: Wichtige Krankheiten der Waldbäume. Berlin 1874.

roft gewöhnlich an den wenigjährigen Zweigen jüngerer Kiefern, und solche Zweige sterben bald ab; junge Pflänzchen können dadurch bald zu Grunde gehen. Aber auch die in älteren Kiefernbeständen häufig vorkommenden Krankheitszustände, welche die Forstleute mit dem Namen Krebs, Räude oder Brand der Kiefer, oder als Kienpest oder Kienzopf bezeichnen, hat K. Hartig als durch das Mycelium dieses Pilzes, der hier nur nicht immer fruktifiziert, verursacht nachgewiesen. Das Mycelium ist hauptsächlich in der Rinde zu finden, wo es intercellular zwischen den Parenchymzellen und den Siebröhren wächst und zahlreiche Haustorien ins Innere der Parenchymzellen sendet. Durch die Markstrahlen gelangen die Myceliumfäden auch in den Holzkörper; hier ist ein Verkleben des Holzes, soweit es vom Mycelium ergriffen ist, eine Erfüllung der Zellen mit Terpentin, zum Teil eine Zerstörung der Harzkanäle und ein Ausfließen des Terpentins nach außen die Folge. Eine Bildung von Jahresringen erfolgt an solchen Stellen nicht mehr, und der Ast oder Stamm wächst nur noch an derjenigen Seite in die Dicke, welche vom Pilze nicht ergriffen ist. Von der zuerst befallenen Stelle verbreitet sich aber das Mycelium, wenn auch nur langsam, in der Rinde allseitig weiter. Nach K. Hartig kann das Mycelium und die Krankheit den Stamm in seinem ganzen Umfange in einigen Jahren umflammen; oft aber bedarf es dazu eines Zeitraumes von 50 und mehr Jahren. Wenn es soweit gekommen ist, so stirbt der über der freiliegenden Stelle liegende Stammteil, dann Zopf genannt, ab. Betrifft dies nur den oberen Teil der Krone, so daß darunter noch belaubte Äste stehen, so bleibt der Baum am Leben, und es tritt oft die bekannte Erscheinung nach Verlust des Gipfeltriebes ein, daß ein oberer Ast sich aufwärts krümmt und das Höhenwachstum übernimmt. Wenn aber der Kienzopf unterhalb der ganzen Krone sich bildet, so geht nach Verlust der letzteren der ganze Stamm zu Grunde. Die Krankheit scheint ebensoweit wie die Kiefer selbst verbreitet zu sein. Auch auf *P. Mughus*, *uncinata* und *nigricans* kommt der Pilz vor. Desgleichen ist auch von *Pinus*-Arten im Himalaya der Pilz bekannt<sup>1)</sup>. — Die andre auf den Nadeln der Kiefer lebende Form des Blasentopfes (*Peridermium Pini* b. *acicola*) hat nur 2 bis 2½ mm hohe, etwas nach zusammengedrückte, übrigens denen der vorigen Form gleiche Peridien, welche einzeln oder zu mehreren in einer Reihe auf den Nadeln stehen. Dieser Kiefernadelrost zeigt sich im Mai, Juni und Juli an den einjährigen Nadeln; diese sind an den Stellen, wo sie die Peridien tragen, gelblich entfärbt. Letztere brechen durch die Epidermis aus der unteren wie oberen Seite der Nadel hervor; das Mycelium wuchert im Mesophyll. Diese Krankheitsform hat nur den vorzeitigen Verlust von Nadeln zur Folge. An dem oben citierten Orte hat Wolff mitgeteilt, daß es ihm gelungen ist, nach Ausfaat der Sporen, sowohl der nadeln- wie der rindebewohnenden Form des *Peridermium*, auf Stöcke von *Senecio viscosus* und silvaticus die Sporen keimen, die Keimkläuche durch die Spaltöffnungen der Pflanzen eindringen und in den Blättern nach ein bis zwei Wochen zu sporenbildendem *Coleosporium* sich entwickeln zu sehen. Vergleichende Infectionsversuche mit andern Compositen gelangen dagegen nicht. Dasselbe beständige (*Cornu*), welcher die Sporen des nadelbewohnenden *Peridermium*

<sup>1)</sup> Bull. de la soc. bot. de France 1877, pag. 314.

<sup>2)</sup> Bull. de la soc. bot. de France, 14. Juni 1880.

mit positivem Erfolge auf *Senecio vulgaris*, aber nicht auf *Sonchus oleraceus* übertragen konnte. Dagegen hat Cornu vergeblich versucht, das rindebewohnende *Peridermium* auf *Senecio* zur Entwicklung zu bringen; wohl aber glückte es ihm, dasselbe auf *Cynanchum vincetoxicum* zu übertragen und daraus das *Cronartium asclepiadeum* (S. 185) zu erzeugen. Später hat Klebahn<sup>1)</sup> diesen nämlichen Injektionsversuch mit dem gleichen Erfolge wiederholen können. Danach würden also die rinden- und die nadelbewohnende Form des Nieferrnadelrostes zwei verschiedene Arten und auch in ihrem Generationswechsel sehr abweichend sein. Diese Beobachtungen waren Veranlassung, daß man zunächst zwei Arten des Nieferrnadelrostes unterschied: *Peridermium oblongisporum* Fock., auf den Nadeln, zu *Coleosporium Senecionis* gehörig, und *Peridermium Cornui* Rost. et Kleb., auf der Rinde, zu *Cronartium asclepiadeum* gehörig. Nun hat aber Klebahn<sup>2)</sup> neuerdings folgende Beobachtung gemacht. Während es ihm leicht gelang, aus Material von Rindenrost, von St. Germain und Greiz bezogen, auf *Cynanchum vincetoxicum* das *Cronartium* zu züchten, schlug die Infektion mit dem um Bremen vorkommenden Rindenrost der Niefer an *Cynanchum vincetoxicum*, welche Pflanze auch in Nordwest-Deutschland fehlt, vollständig fehl. Ebenso negativ waren aber auch die Versuche, den Pilz auf *Ribes*, *Paeonia*, *Senecio*, *Sonchus*, *Tussilago*, *Alectorolophus*, *Melampyrum*, *Campanula*, *Phyteuma*, *Pirola*, *Empetrum*, wo etwa zugehörige Teleutosporen hätten vermutet werden können, zu übertragen. Klebahn zieht nun daraus ohne weiteres den Schluß, daß der nordwest-deutsche Rindenrost der Niefer nicht mit *Peridermium Cornui* identisch, sondern eine dritte selbständige Art sei, für die er den Namen *Peridermium Pini* Kleb., in Anspruch nimmt, und deren Stadiumzustand noch ganz rätselhaft sei. Ebenfalls Klebahn<sup>3)</sup> verdanken wir nun noch eine weitere Entwicklung dieser Frage. Derselbe nimmt an, daß auch der Nieferrnadelrost wiederum aus drei Arten besteht. Es ist ihm nämlich die Erzeugung des *Coleosporium* auf *Senecio* aus *Peridermium oblongisporum* nur mit Material aus gewissen Gegenden gelungen; Nadelrost aus andern nordwest-deutschen Gegenden schlug, auf *Senecio* geimpft nicht an, wohl aber auf *Alectorolophus* und *Melampyrum*, welche Pflanzen dann auch in der Nähe des Standortes dieses Nieferrnadelrostes mit *Coleosporium Rhinanthacearum* bedeckt waren. Für diese vermeintliche Art wird die Bezeichnung *Peridermium Stahlii* Kleb. eingeführt. Endlich fand sich wieder in einer andern nordwest-deutschen Gegend *Tussilago* reichlich mit *Coleosporium* befeht und in der Nähe ebenfalls Nieferrnadelrost; auch hier glückte es mit diesem Nadelroste künstlich auf *Tussilago* die Uredo zu erzeugen; für Klebahn handelt es sich hier um eine dritte Art Nieferrnadelrost: *Peridermium Plowrightii* Kleb. Uredo und Teleutosporenform dieses Pilzes würden also auf *Tussilago* wachsen. Daß *Coleosporium Synantherarum* Fr., welches außer auf *Tussilago* noch auf vielen andern Compositen vorkommt, scheint nach Klebahn eine Sammelart zu sein; denn er konnte die Uredo von *Tussilago* leicht wieder auf dieselbe Nährpflanze, aber nicht auf *Sonchus* übertragen. Die morphologischen

<sup>1)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1890, Generalversammlungsheft.

<sup>2)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten. II, 1892, pag. 259.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 264.



Unterschiede der hier angenommenen verschiedenen Arten von Kiefern-rost sind bei der großen Variabilität der Sporen sehr unbedeutende. Die Annahme verschiedener Arten scheint mir hier zu weit gegangen; es muß eher den Eindruck machen, daß es hier um lokale Gewohnheitsrassen sich handelt.

Die Keimung der Teleutosporen von *Coleosporium*, die schon seit Tulasne bekannt ist, besteht in der Bildung eines sporidientragenden Promycetiums, welches von jeder Zelle der Spore getrieben werden kann. Sie erfolgt schon im Sommer sobald die Teleutosporen reif sind, unter den geeigneten Bedingungen. Wolff fand, daß man durch Ausfaat der Sporidien auf *Senecio*-Pflanzen das *Coleosporium* nicht wieder erzeugen kann, daß hingegen durch die Uredosporen der Pilz leicht auf diesen Nährpflanzen fortgepflanzt wird. Es bleibt daher nur die freilich noch durch den Infektionsversuch zu erweisende Vermutung übrig, daß die Sporidien dieser und der andern genannten *Coleosporium*-Arten den geeigneten Boden für ihre weitere Entwicklung auf der Kiefer finden und den Blasenrost als ihr *Uredium* wieder erzeugen. Wenn sich dies bestätigt, so würde als *Prophylaxis* vorzuschreiben sein, vor allem die genannten beiden *Senecio*-Arten, welche in Kiefernwäldern, besonders auf Holzschlägen gemein sind und oft epidemisch an Rost leiden, beziehentlich das *Cynanchum vincetoxicum* sowie die *Rhinanthaceen* und *Tussilago* auszurotten. Das Auftreten von *Coleosporium* auf *Senecio vulgaris* in Gegenden ohne Kiefern und Blasenrost ließe sich vielleicht daraus erklären, daß auf dieser fast den ganzen Winter grünen Pflanze der Pilz perenniert und mit keimfähigen Uredosporen durch den Winter kommt; ich fand auch wirklich noch spät im November auf ihr frische Uredohäufchen. Auch Wolff giebt das Perennieren des Pilzes in den Blattrosetten von *Senecio viscosus* und *silvaticus* an.

### XVIII. *Melampsora* Cast.

#### *Melampsora*.

Die in die Gattung *Melampsora* gehörigen Rostpilze bilden ihre Teleutosporen mit einander gewebeartig verbunden zu einer einfachen parenchymatischen Zellschicht, welche mit dem Gewebe der Nährpflanze fest verwachsen bleibt und entweder unmittelbar unter der Epidermis oder bei Pflanzen, welche geräumige Epidermiszellen besitzen, in denselben sich befindet. Die Sporen sind cylindrische oder prismatische, einfache Zellen, welche alle mit ihrer Achse rechtwinklig zur Oberfläche des Pflanzenteiles gestellt sind; da, wo sie unter der Epidermis sich bilden, ist ihre Länge meist mehrmals größer als ihre Breite, da, wo sie in den Epidermiszellen entstehen, richtet sich ihre Länge nach der Tiefe dieser. Die Seitenwände, mit denen diese Sporen aneinander grenzen, sind wie bei einem Parenchym homogene gemeinschaftliche Membranen. An der unteren Fläche steht diese Gewebeschrift mit den Myceliumfäden im Zusammenhange, welche das Innere des Pflanzenteiles durchziehen (Fig. 38 A). Die Membranen der Sporen sind mehr oder minder braun gefärbt. Die ursprünglich angelegte Zahl

dieser Sporenzellen wird während der Ausbildung noch vergrößert durch Teilung durch Längswände, die oft kreuzweis gegeneinander gerichtet sind, oft aber auch keine Regelmäßigkeit zeigen. Das Sporenlager erscheint, da es unter oder in der Oberhaut liegt, wie ein dunkelbrauner oder schwarzer Fleck des Pflanzenteiles. Dasselbe kommt hier gewöhnlich erst gegen das Ende der Vegetationsperiode zum Vorschein, wenn der befallene Teil durch den Pilz bereits in einen kranken Zustand versetzt worden ist; beim Abfallen oder Absterben des Pflanzenteiles hat es seine vollständige Ausbildung erreicht. Nach Ablauf des Winters keimen die Sporenlager an den auf dem Boden liegenden vorjährigen Pflanzenteilen, indem das Promycelium aus dem Scheitel der Sporen nach außen hervorstößt. Auf denselben

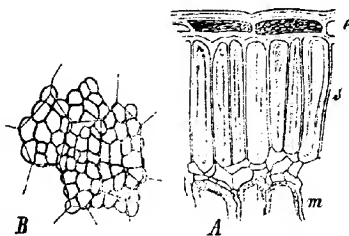


Fig. 38.

**Teliosporen des Pappelrostes (*Melampsora populina* Lk.).** A Querschnitt durch ein Teliosporenlager. e Epidermis. s Teliosporen, unten mit gegliederten Myceliumfäden zusammenhängend, welche sich (bei m) zwischen die Parenchymzellen des Blattes verlieren. 200 fach vergrößert. B Teliosporenlager von außen gesehen, um die Stellung der Sporen unter den in der Zeichnung angegebenen Epidermiszellen zu zeigen. Vergrößerung ebenso.

an, den Basidien abgeschnürt und jedes Uredolager ist hier von einer Hülle, gleich der Peridie der Aecidien, umgeben, oder es besitzt statt derselben wenigstens Paraphysen. Über den Entwicklungsangang dieser Pilze herrscht noch Unklarheit. Während einerseits nach den unten zu erwähnenden Angaben R. Hartig's die weidenbewohnende Spezies ohne Zwischentreten eines Aecidiums direkt wieder aus den Sporidien entstehen kann, sollen nach andern Autoren diese und andre Arten Aecidien besitzen. Die Verhütung dieser Krankheiten wird sich also hauptsächlich auf die möglichste Vernichtung des mit den Teliosporen behafteten Laubes oder Strohes der betreffenden Nährpflanzen und bei den Arten mit Aecidien auf die Ausrottung der Nährpflanzen der letzteren erstrecken müssen.

1. *Melampsora lini* Desm., der Glads- oder Leinrost, am Glads und andern Leinarten, bei uns besonders an *Linum catharticum*. Ungefähr

Gladsrost.

zur Blütezeit der Pflanze erscheinen an den oberen Blättern die lebhaft rotgelben Rosthäufchen der Uredo (*Uredo lini* DC.), später an den unteren Blättern und an den unteren Stengelteilen die Teleutosporenlager als schwarze, unregelmäßige Flecken. Die runden Uredohäufchen sind von einer Peridie wie bei den Aecidien umhüllt, welche sich zeitig in der Mitte unregelmäßig öffnet; die runden oder eiförmigen Sporen sind mit feilen- oder kolbenförmigen Paraphysen gemengt. Die Teleutosporen bilden sich unter der Epidermis. Der Parasit ist für seine Nährpflanzen überaus schädlich, für den Glachs noch besonders dadurch, daß durch seine Teleutosporenlager die Glachsfasern brüchig werden. Auf dieser Kulturpflanze ist die Krankheit besonders in Belgien unter dem Namen *le feu* oder *la brûlure du lin* verbreitet und gefährdet. Wir kennen zwar den Entwicklungsengang des Parasiten noch nicht, müssen aber vermuten, daß er alljährlich aus den mit Teleutosporenlagern bedeckten vorjährigen Teilen der Leinpflanze seinen Anfang nimmt. Es ist nicht unmöglich, daß auch in die Samenernte, die von rostigen Feldern stammt, solche Fragmente mit gelangen, und also auch das Saatgut die Krankheit verbreiten kann; wenigstens sah Röhrich<sup>1)</sup> den Rost auf einer Leinvarietät auftreten, deren Samen aus Kopenhagen bezogen war, während alle andern Leinbeete in demselben Garten verschont blieben und auch später aus derselben Quelle bezogene Samen abermals rostige Pflanzen lieferten. Der auf dem wildwachsenden *Linum catharticum* vorkommende Rostpilz ist mit dem des Glachs wohl spezifisch identisch, obgleich er in seinen Sporen kleiner ist; aber es ist fraglich, ob er leicht auf den Glachs übergeht, denn in Deutschland, wo er auf jener Pflanze ungemein häufig ist, zeigt sich der Glachsrost nur sporadisch, in den meisten Ländern ist er ganz unbekannt. Die Vermutung, daß Malmangel am Glachsrost schuld sei, hat sich nicht bestätigt<sup>2)</sup>.

Auf Euphorbia.

2. *Melampsora Helioscopiae* Cast., auf *Euphorbia helioscopia*, *exigua*, *Peplus*, *Esula*, *Cyparissias* u. a., bildet an den Blättern zwei rotgelbe Uredohäufchen (*Uredo Helioscopiae* Pers.), welche mit denen der vorigen Art ganz übereinstimmen, etwas später an den Blättern und besonders an den Zweigen und Stengeln, diese bisweilen fast ganz schwärzend, die dunkeln Teleutosporenlager, die auch hier unter der Epidermis entstehen.

Auf Euphorbia dulcis.

3. *Melampsora Euphorbiae dulcis* Oth. (*Melampsora congregata* Dietel), auf *Euphorbia dulcis* und *carniolica*. Dietel<sup>3)</sup> hat das dazu gehörige Aecidium in der Form eines *Caeoma* aufgefunden.

Auf Circaea.

4. *Melampsora Circaeae* Winter, auf den Blättern der *Circaea*-Arten, mit blaßgelben, kleinen, mit Peridie umhüllten Uredolagern (*Uredo Circaeae* Schum.), und flachen gelbbraunlichen Teleutosporenlagern, welche unter der Epidermis sich befinden.

Auf Epilobium.

5. *Melampsora Epilobii* Winter, auf *Epilobium*-Arten, mit einem dem vorigen ähnlichen Uredozustand (*Uredo pustulata* Pers.), und schwarzbraunen, unter der Epidermis stehenden Teleutosporenlagern.

Auf Hypericum.

6. *Melampsora Hypericorum* Winter, auf *Hypericum perforatum* und andern einheimischen Arten; Uredolager wie vorher

<sup>1)</sup> Hedwigia 1877, pag. 18.

<sup>2)</sup> Vergl. Wiedermann's Centralbl. f. Agriculturneutie 1880, pag. 381.

<sup>3)</sup> Journ. bot. Zeitschr. 1889, pag. 256.

### 8. Kapitel: Rostpilze (Uredinaceen) als Ursache der Rostkrankheiten 199

(*Uredo Hypericorum DC.*); Teleutosporenlager sehr klein und vereinzelt, gelbbraun, unter der Epidermis.

7. *Melampsora vernalis* *Niessl.*, auf *Saxifraga granulata*; *Uredo* auf *Saxifraga* unbekannt; Teleutosporenlager klein, dicht stehend, gelbbraun, unter der Epidermis. Nach *Blowright*<sup>1)</sup> gehört hierzu das auf derselben Nährpflanze wachsende *Oaeoma Saxifragae*.

8. *Melampsora salicina* *Lév.*, der Weidenrost. Dieser Krankheit sind vielleicht alle Arten der Gattung *Salix* ausgesetzt. Unter den Bäumen und Großsträuchern, die im Tieflande wild wachsen und kultiviert werden, zeigt sie sich sehr häufig an *Salix fragilis*, *alba*, *amygdalina*, *Caprea*, *aurita*, *cinerea*, *viminialis*, *purpurea*. Sie befällt aber auch auf dem Hochgebirge die dort heimischen strauchförmigen Weiden; so sah ich sie auf *Salix Lappponum* im Riesengebirge bis an deren obere Grenze an der Schneetappe, bis ca 1560 m sich erheben, und traf sie in den Alpen auf den den Regionen über der Baumgrenze (zwischen 1600 und 1900 m) angehörenden niedrigen Alpen- und Gletscherweiden, nämlich in den nördlichen Alpen (*Wakmann*) auf *Salix retusa*, in den Zentralalpen auf *Salix arbuscula*, *reticulata* und *retusa* (aber nicht auf *Salix herbacea*, auf der sie jedoch von *Unger*<sup>2)</sup> beobachtet worden ist), und zwar sowohl in der Uredob- als in der Teleutosporenform, so daß der Pilz und die Krankheit auch in jenen Höhen wirklich heimisch sind und sich jährlich wiedererzeugen. Auch aus den Schwizeralpen wird das Vorkommen des Pilzes an *Salix retusa* angegeben. Wahrscheinlich ist die Krankheit mit den Weiden über alle Erdteile verbreitet. Der Weidenrost zeigt sich im Sommer an den Blättern, fast immer nur an der Unterseite bilden sich zahlreiche, kleine, runde, jedoch oft zusammenfließende und oft einen großen Teil des Blattes bedeckende, lebhaft rotgelbe, pulverförmige Häufchen von Uredosporen (früher unter den verschiedenen Bezeichnungen *Uredo mixta* *Dub.*, *epitea* *Ksc.*, *Vitellinae DC.*, *Caprearum DC.*). Sie haben keine Peridie, enthalten aber außer den ungefähr kugelförmigen, übrigens in der Gestalt wechselnden Sporen feulenförmige Paraphysen. Die Blätter werden an den von den Sporenhäufchen eingenommenen Stellen gelb oder rötlich oder braun; mehr und mehr nimmt das ganze Blatt ein mißfarbiges Aussehen an und stirbt ab, während es noch am Zweige sitzt; inzwischen bilden sich die subepidermalen Teleutosporenlager an der Oberseite, seltener auch an der Unterseite als anfangs rötlichbraune, später sich schwärzende Flecken. Die Krankheit kann die Weiden in jedem Lebensalter befallen; ich sah sie an Keimpflänzchen von *Salix amygdalina*, welche schon durch die Uredo, die sich hier hauptsächlich am Stengelchen und den Blatttrieben entwickelt, fast vernichtet waren. Manche *Salix*-Arten sind dem Pilze besonders ausgesetzt; so ist namentlich die zur Kultur des Sandbodens benutzte *Salix caspica* oft durch den Pilz vernichtet worden. *R. Hartig* empfiehlt, dafür die widerstandsfähigere behaarte *Salix pruinosa*  $\times$  *daphnoides* anzupflanzen. Bezüglich des Entwicklungsanges des Weidenrostes bestehen noch Kontroversen. Zuerst hatte *R. Hartig*<sup>3)</sup> beobachtet, daß die Sporidien, welche im Frühjahr von den Teleutosporen gebildet werden, auf lebende

Weidenrost.

<sup>1)</sup> *Gardeners Chronicle*, 12. Juli 1890.

<sup>2)</sup> *Grantheme*, pag. 229.

<sup>3)</sup> Wichtige Krankheiten der Waldbäume. Berlin 1874.

Weidenblätter gefäet, an denselben den Pilz wieder hervorbringen, sowie auch, daß wenn die Uredosporen im Sommer sogleich wieder auf gesunde Weidenblätter gefäet werden, an letzteren nach acht bis zehn Tagen der Pilz auftritt. Es würde daraus hervorgehen, daß dieser Rost nicht notwendig einen Acidiumzustand zu durchlaufen braucht. Dahingegen sollen nach Kofstrup<sup>1)</sup> die Sporidien der auf *Salix caprea* *cinerea*, *aurita* etc. vorkommenden Form (*Melampsora Caprearum* DC.), auf den Blättern von *Evonymus* die Acidienform *Caeoma Evonymi* Schw. hervorbringen, und aus denjenigen des Rostes auf *Salix pruinosa*, *daphnoides*, *viminialis* u. a. (*Melampsora Hartigii* Thüm.) soll das *Caeoma Ribesii* Link auf den Blättern und jungen Früchten von *Ribes rubrum*, *nigrum* und *alpinum*, welches über Europa und Sibirien verbreitet ist, entstehen. R. Hartig<sup>2)</sup> hält jedoch diesen Generationswechsel nur für einen facultativen, da der Weidenrost sich auch da üppig cultivirt, wo weit und breit keine *Ribes*-Pflanzen sind. Thümen unterscheidet den Weidenrost wieder in eine Anzahl Arten nach Verschiedenheiten der Uredosporen und Teleutosporen; doch sind andre Mykologen dem nicht gefolgt<sup>3)</sup>.

Auf *Salix repens*.

9. *Melampsora repens* Flor., auf *Salix repens*, von Florrigh<sup>4)</sup> als besondere Art unterschieden, weil es ihm geglückt ist, die Teleutosporen auf *Orchis maculata* zu übertragen, wo nach einiger Zeit daraus das *Caeoma Orchidis* Winter entstand, welches auf verschiedenen Arten von *Orchis* und auf *Gymnadenia conopsea* bekannt ist.

Auf *Salix herbacea* etc.

10. *Melampsora arctica* Rostr., auf *Salix herbacea*, groenlandica und glauca in Grönland.

Rappelfrost.

11. *Melampsora populina* Lév., der Rappelfrost, auf *Populus pyramidalis*, *nigra* und *monilifera*, bildet an der Unterseite der Blätter im Sommer meist zahlreiche, kleine, runde, über die ganze Blattfläche zerstreute gelbe Häufchen von Uredosporen (*Uredo populina* Pers.); dieselben haben eine Peridie und mit Paraphysen gemengte, langgestreckte, fast keilförmige Sporen. An allen Punkten, wo solche Häufchen stehen, bekommt das Blatt auch oberseits bald gelbliche Flecken, und auf den letzteren treten dann allmählich die ebenfalls ziemlich kleinen, aber zahlreichen, zuerst roten, dann schwarzwerdenden, frustenförmigen Flecken der Teleutosporenlager auf, die wiederum subepidermal entstehen. Die Blätter sterben dann, während sie noch am Zweige hängen, vorzeitig ab.

Von diesem Pilz sind als eigene Arten *Melampsora Tremulae* Tul., auf *Populus tremula* und *Melampsora aecidioides* Schw., auf *Populus alba* und *canescens* unterschieden worden, wegen der ungeträgerten fugeiligen Uredosporen.

Kiefernrost.

Der Kiefernrost (*Melampsora Tremulae*) ist nun von verschiedenen Forschern untersucht worden in Bezug auf den zu ihm gehörigen Acidiumzustand, indessen mit so überaus ungleichem Resultate, daß die Frage vor-

<sup>1)</sup> Fortsatte Undersogelser over Snyltesvampes Angreb par Skov-traeerne. Kopenhagen 1883, pag. 205.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 144.

<sup>3)</sup> Vergl. Winter, l. c. pag. 239.

<sup>4)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I, 1891, pag. 131.

läufig noch nicht für abgeschlossen gelten kann. Schon 1874 hatte R. Hartig<sup>1)</sup> auf eine Beziehung zu dem *Caeoma pinitorquum* A. Br., das die Kiefernrehkrankheit veranlaßt, aufmerksam gemacht. Aus der Beobachtung, daß in den von diesem Pilze befallenen Kiefernäshomungen fast ausnahmslos Äspen auftreten, hatte er auf die Beziehung zu irgend einem Äspenpilze geschlossen; *Melampsora Tremulae* hielt er aber deshalb für zweifelhaft, weil dieser Pilz auch in solchen Gegenden auftritt, wo der Kiefernrehkrankheit unbekannt ist. Später hat aber Klotzsch (l. c.) in der That durch Infektion der Kieferntriebe mit den Sporidien des Äspenrostes des *Caeoma pinitorquum* hervorrufen können, und auch R. Hartig<sup>2)</sup> ist dies hernach gelungen; ebenso hat dieser Forscher nach Aussaat von Sporen das *Caeoma pinitorquum* auf Äspenblätter der Uredoform hervorgehen sehen; das gleiche ist Sorauer<sup>3)</sup> gelungen. Über das *Caeoma pinitorquum* wissen wir durch die Untersuchungen de Bary's<sup>4)</sup> und R. Hartig's<sup>5)</sup> folgendes. Der Parasit befällt schon junge, wenige Wochen alte Kiefernkeimlinge, an denen die bis zolllangen, orangegelben, aufgeschwollenen, dann mit einer Längsspalte aufplatzenden Fruchtlager sowohl im oberen Teile des Stengels, als auch an den Knotenbäumen und an den kleinen Blättchen der Ästchen auftreten. Im späteren Alter kommen die Fruchtlager immer nur an den jungen Trieben vor und erscheinen im Juni, wenn die Nadeln eben aus ihrer Scheide hervorgetreten sind. Am meisten befällt der Pilz junge Schomungen von ein- bis zehnjährigem Alter, was sich wohl eben durch die Infektion mit den Sporen, die von den am Boden liegenden Äspenblättern ausgeht, erklärt; selten erscheint der Pilz neu in zehn- bis dreißigjährigen und selbst fünfzigjährigen Beständen; in einigen Beständen hat man ihn 10 bis 12 Jahre hindurch alljährlich ununterbrochen wiederkehren sehen. Die Sporenlager werden unter der Epidermis und der subepidermalen Zellschicht angelegt. Vorher entstehen über denselben zwischen der Cuticula und der Epidermis äußerst kleine, als kegelförmige Erhebungen hervortretende Spermatogonien. Um diese Zeit erscheint die Stelle, welche das Sporenlager enthält, äußerlich weißlich, 1 oder 2 cm lang und von sehr verschiedener Breite, bald als ein schmaler Strich, oft als ein breiter, den vierten Teil des Zweigumfanges umfassender Fleck. Das Sporenlager wird gebildet von den an dieser Stelle in Menge zusammentreffenden Myceliumfäden, welche hier ein dichtes Geflecht bilden und gegen die Oberfläche zu gerichtete zahlreiche, kurze, keulenförmige Basidien treiben, welche auf ihrem Scheitel eine Kette von Sporen tragen, deren oberste die älteste ist, und welche durch Zwischentüde verbunden sind; dieselben haben meist kugelige oder etwas unregelmäßige Gestalt, ein farbloses, stacheliges Epispodium und feinförmigen, blasenbrüchigen Inhalt. Diejenigen Basidien, welche ihre Sporen abgestoßen haben, verlängern sich noch etwas und erscheinen zwischen den vorhandenen Sporenketten als keulenförmige Zellen. In der zweiten Hälfte des Juni plagen

<sup>1)</sup> Wichtige Krankheiten der Waldbäume, pag. 91.

<sup>2)</sup> Botan. Centralbl. 1885, Nr. 38, pag. 362.

<sup>3)</sup> Pflanzenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 242.

<sup>4)</sup> Monatsber. d. Berliner Acad. d. Wiss. Decemb. 1863.

<sup>5)</sup> Zeitschr. f. Forst- und Jagdwesen, IV. 1871, pag. 99 ff., sowie wichtige Anhang, der Waldbäume.

die Sporenlager auf, die orangegelben Sporenmassen treten hervor und verfaulen. Die Rinde ist an diesen Stellen durchwuchert von den septierten, mit orangegelben Urdöpfchen erfüllten Myceliumfäden, welche zwischen den Zellen wachsen und hier und da kurze Äste (Haustorien) ins Innere der Zellen treiben; auch im Bast, in den Markstrahlen des Holzkörpers und im Mark ist das Mycelium vorhanden. Das ganze vom Pilz bewohnte Gewebe stirbt nach Verfaulung der Sporen ab, färbt sich braun und vertrocknet. Dies geschieht mehrere Millimeter breit im Umfange des Sporenlagers; die Höhlung des leeren wird oft von ausgetretenem Harz erfüllt und auf dem abgestorbenen Gewebe siedeln sich oft fäulnisbewohnende Pilzformen an. Wenn der Pilz nur an einer vereinzelten Stelle eines Triebes sich zeigt, so bekommt dieser gewöhnlich daselbst eine Biegung infolge einer lokalen Hypertrophie der Gewebe, die durch den Schmarotzer veranlaßt wird. Da dann der obere gesunde Teil des Triebes wieder aufwärts wächst, so nimmt derselbe eine S-Form an. Die Wunden werden durch Überwallung meist schon nach einem Jahre geschlossen, und die Krankheit hat dann keinen weiteren Nachteil. Keimpflanzen, sowie ein- und zweijährige Kiefernpflanzen gehen jedoch, wenn sie an den Stengeln ergriffen werden, gewöhnlich zu Grunde, weil ihre dünnen Triebe von den Sporenlagern vollständig zerstört werden. Sind die Keimpflanzen nur an den Stokknoten befallen, so überleben sie die Krankheit. Wenn der Rost ältere Pflanzen ergreift, so wird er oft mit der Zeit immer heftiger, so daß endlich sämtliche Triebe mit Ausnahme eines kurzen Stumpfes gänzlich absterben. Schonungen, welche eine Reihe von Jahren unter der Krankheit gelitten haben, sehen aus wie vom Wind verbeizt oder von Hasenfraß ruiniert, indem die Neubelaubung der abgestorbenen Triebe durch Entwickelung von Scheidenknospen einen buschartigen Wuchs hervorruft. In der Regel sollen Kulturflächen, auf denen der Rost vor dem sechs- bis achtjährigen Alter auftritt, als verloren zu betrachten sein. Der Umstand, daß der Pilz an einmal befallenen Pflanzen regelmäßig alljährlich wiederkehrt und sich über immer zahlreichere Triebe der Pflanze verbreitet, spricht für die Annahme, daß das Mycelium perenniert und sich in der Pflanze weiter verbreitet, was von Kern<sup>1)</sup> bestätigt wurde. Der Verdacht des zugehörigen Acidiums lenkte sich anfangs auf irgend eine Ackerpflanze, denn nach R. Hartig's Versicherung lagen ausnahmslos alle von ihm in Augenschein genommenen erkrankten Bestände (über 30 an Zahl) unmittelbar oder doch sehr nahe an einem Felde, und immer trat die Krankheit zuerst in der an das Feld stoßenden Seite auf und drang von dort aus tiefer in den Bestand vor, auch zeigten sich die infizierten Stellen im ersten Jahre der Krankheit fast ausnahmslos an derselben Seite der Triebe, die dem Felde zugewandt war, und an der Grenze der Verbreitung, vom Felde am weitesten entfernt, waren es die kräftigsten über die andern hervorragenden Kiefern, welche sich an ihren Gipfeltrieben erkrankt zeigten. Ein Einfluß der Höhe und der Feuchtigkeitsverhältnisse des Bodens ist nicht hervorgetreten; doch hat sich mäßige Bitterung als förderlich für die Verbreitung des Pilzes erwiesen. Die Kieferndrehkrankheit ist erst seit dem Jahre 1860 bekannt, wo sie in der Gegend von Göttingen und Neustadt-Eberswalde auftrat. Um so auffallender ist ihr jetziges verheerendes Auftreten und ihre Ver-

<sup>1)</sup> Pctan. Centralbl. XIX. 1884, pag. 358.

breitung, denn nach den von R. Hartig mitgetheilten Berichten ist sie in zahlreichen Gegenden Norddeutschlands beobachtet worden. Nach Kern<sup>1)</sup> ist der Pilz auch in Rußland an vielen Orten auf der Kiefer gefunden worden.

Weiter hat aber R. Hartig<sup>2)</sup> auch das *Caeoma Laricis* Bärchennadelrost. R. Hart., den Bärchennadelrost, durch Infektion mit Sporidien des Rispenrostes bekommen. Dieser Parasit bewohnt die Nadeln der Lärche, gewöhnlich die Mehrzahl der an einem Zweige sitzenden, und zwar entweder die ganze Nadel oder häufiger den oberen Teil derselben. Die Nadel erleidet dadurch keine Gestaltsveränderung, aber sie wird, soweit das Mycelium des Pilzes in ihr verbreitet ist, bleichgelb und welk. Zugleich brechen durch die Epidermis des kranken Theiles mehrere kleine, elliptische, gelbe Sporenhäufchen hervor, welche zu beiden Seiten der Mittelrippe in einer Reihe oder auch einzeln stehen. Zusammen mit diesen, besonders gegen die Spitze der Nadel zu, kommen Spermatogonien vor, die als sehr kleine, dunkle Pünktchen erscheinen. Dies geschieht im Monat Mai. Sobald die Sporen verfaulen, trocknet und schrumpft der kranke Teil des Blattes, und bald ist die Nadel verdorben. Der Pilz hat daher eine frühzeitige Entlaubung der Lärche zur Folge; er befällt sowohl junge Sämlinge als auch erwachsene Bäume und zeigt sich dann oft über die ganze Krone von den untersten Ästen bis in den Gipfel verbreitet. Auch dieser Pilz ist erst in der jüngsten Zeit bekannt geworden; von R. Hartig<sup>3)</sup> wurde er 1873 zuerst erwähnt; 1874 zeigte er sich in der Leipziger Gegend, ich traf ihn daselbst epidemisch in einem kleinen Bestande älterer Lärchen an allen Individuen.

Damit nicht genug, will Kotschy (l. c.) durch Infektion mit Sporidien von *Melampsora Tremulae* auch das *Caeoma Mercurialis* Winter auf *Mercurialis perennis* erhalten haben. *Caeoma Mercurialis.*

Endlich glaubt Rathay (l. c.) auch das *Aecidium Clematidis* auf *Clematis vitalba* durch Infektion mit Sporidien von *Melampsora populina* gewonnen zu haben. *Aecidium Clematidis.*

Unter diesen Umständen bleibt zu entscheiden, ob der auf *Populus tremula* vorkommende Rost verschiedene Spezies repräsentiert und ob die erwähnten Aecidien nur fakultativen Charakter besitzen. Kürzlich erklärte sich R. Hartig<sup>4)</sup> dahin, daß alle auf den *Populus*-Arten vorkommende *Melampsora*-Pilze nur Formen derselben Spezies und ihre Verschiedenheiten nur durch die Natur der Wirtspflanze bedingt seien; es sei ihm nämlich gelungen, die auf *Populus nigra* auftretende Form direct auf *Populus tremula* und die von *Populus balsamifera* auf *Populus nigra* zu übertragen; auch gelinge es sowohl den Pilz der Aspe als den der Schwarzpappel auf die Lärche zu impfen.

12. *Melampsora betulina* Desm., der Birkenrost, im Sommer auf den Blättern der Birken unterseits kleine, aber überaus zahlreiche, gelbe Uredoahäufchen bildend, denen der *Melampsora populina* ganz gleich. Die zahlreichen gelben oder rötlichen Fleckchen, welche durch die Sporenhäufchen auch oberseits verursacht werden, entfärben und verderben das Blatt. *Birkenrost.*

<sup>1)</sup> Meier. in Just botan. Jahresber. 1883. I, pag. 292.

<sup>2)</sup> Allgem. Forst- u. Jagd-Zeitung 1883 pag. 326.

<sup>3)</sup> Bot. Zeitg. 1873, pag. 356.

<sup>4)</sup> Botan. Centralbl. 1891. XLXI, pag. 18.



fast völlig. Während des Absterbens entwickeln sich die Teleutosporenlager. Die Krankheit befällt die Birken in jedem Lebensalter, auch schon als Keimspaltungen. Worright<sup>1)</sup> berichtet, daß es ihm gelungen sei, in England aus diesem Pilz das *Caeoma Laricis* und umgekehrt aus den Sporen dieses *Caeoma* den Birkenrost zu erzeugen. Er hält also das Lärchen-*Caeoma* sowohl zum Kiefern- wie Birkenrost gehörig, denn auch in England treffe *Caeoma Laricis* sehr häufig mit *Melampsora* auf *Populus tremula* zusammen auf.

Auf *Carpinus*. 13. *Melampsora Carpinii* Fuehl., der Buchenrost, auf den Blättern von *Carpinus Betulus*, kleine, mit Peridie versehene, orange-gelbe, runde Uredohäufchen, später kleine, zerstreute, gelbbraunliche, subepidermale Teleutosporenlager bildend.

Auf *Quercus*. 14. *Melampsora Quercus* Schröt., auf den Blättern von *Quercus pedunculata* und *Quercus Ilex*.

Auf *Sorbus* und *Spiraea*. 15. *Melampsora pallida* Kstr., auf der Blattunterseite von *Sorbus Aucuparia* und *tortuosa*, und von *Spiraea Aruncus*, blasgelbliche, kleine Uredohäufchen und kleine, fleischgelbe Teleutosporenlager bildend, welche aber hier innerhalb der Epidermiszellen sich befinden. Mit diesem Pilze ist

Auf *Sorbus Aria*. 16. *Melampsora Ariae* Fuehl. auf *Sorbus Aria* wahrscheinlich identisch.

Auf *Prunus Padus*. 17. *Melampsora areolata* Fr. (*Thecopsora areolata* Magnus), auf den Blättern von *Prunus Padus* und *virginiana* im Sommer. Die Blätter erkranken unter Auftreten vieler dunkelroter Flecken, welche auf beiden Seiten des übrigens noch grünen Blattes sichtbar sind. An der Unterseite zeigt sich meist auf jedem dieser Flecken eine Gruppe sehr kleiner, punktförmiger, weißlichgelber Häufchen von Uredosporen. Diese haben eine Peridie, aber keine Paraphysen, und bilden ei- oder kugelförmige Sporen. Auf denselben Flecken entstehen an der Oberseite etwas später die schwarzbraunen Teleutosporenlager, die auch hier von denjenigen der meisten übrigen *Melampsora*-Arten dadurch sich unterscheiden, daß sie innerhalb der Epidermiszellen sich bilden, so daß jede Epidermiszelle von mehreren Sporen fast ausgefüllt ist. Jede Sporenzelle teilt sich hier durch 4 kreuzweis stehende Längswände in eine Rosette von 4 Sporen, die in der centralen Ecke am Scheitel je einen deutlichen Keimporus haben; mitunter kommen auch höhere Teilungen vor; jede Epidermiszelle enthält eine oder mehrere Sporenrosetten. Während der Ausbildung der Teleutosporenlager erkrankt das ganze Blatt, färbt sich braun und stirbt noch am Zweige ab.

Auf *Prunus Cerasus*. 18. *Melampsora Cerasi* Schulzer., ist an den Blättern des Kirchbaumes in Ungarn und in Italien gefunden worden und vielleicht von dem vorigen Roste verschieden.

Auf *Vaccinium*. 19. *Melampsora Vaccinii* Winter (*Thecopsora Myrtilina* Karst.), auf den Blättern von *Vaccinium Myrtillus*, *uliginosum*, *Vitis idaea* und *oxycoceus*, sehr kleine, rindliche, gelbe, mit Peridie versehene Uredohäufchen (*Uredo Vacciniorum Rabenh.*), und erst an den abgestorbenen Blättern die ziemlich unscheinbaren schwarzbraunen Teleutosporenlager innerhalb der Epidermis bildend.

<sup>1)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten. I. 1891, pag. 130.

20. *Melampsora sparsa* Winter, auf den Blättern von *Arctostaphylos* Auf *Arctostaphylos*.  
alpina in den schweizer Alpen

21. *Melampsora Pirolae* Schröt., auf den Blättern der *Pirola* Auf *Pirola*.  
Arten, meist im Uredozustand (*Uredo Pirolae* Mart.).

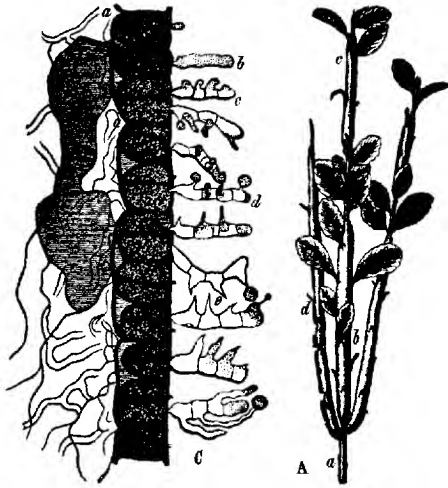
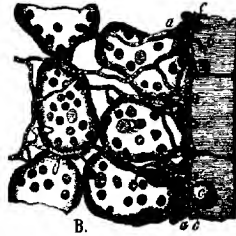


Fig. 39.

**Calyptospora Göppertiana.** A. eine Pflanze von *Vaccinium Vitis idaea*; b, c. die diesjährigen, unter dem Einfluß des Parasiten dicker gewordenen Zweige, d. abgestorbene befallene Zweige; a der alte Trieb. — B. Rinden- und Epidermiszellen eines befallenen Zweiges; das intercellular wachsende Mycelium legt feutenförmig an-schwellende Aste a an die Epidermiszellen, worauf warzenförmige Ausstülpungen b und c ins Innere der Epidermiszellen ge-trrieben werden als Anfänge der Teleuto-sporenbildung. — C. Durchschnitt durch einen solchen Zweig mit dem fertigen Teleutosporenlager a, den ganzen Innenraum der Epidermiszellen erfüllend; die Teleutosporen sind gefeimt, haben nach außen die Promycelien b, c, d getrieben mit kleinen Sterigmen e, auf denen die Sporidien abgesehnürt werden. B 200x, C 100fach vergrößert. Nach H. Hartig.



22. *Melampsora guttata* Schröt. (*Thecopsora Galii* De Toni). Auf *Galium*,  
auf *Galium Mollugo*, verum, silvaticum und uliginosum kleine, mit  
Perithe versehen Uredohäufchen und schwärzliche, in den Epidermiszellen  
sitzende Teleutosporenlager bildend.

Auf *Stellaria* und  
*Cerastium*.

23. *Melampsora Cerastii* Winter (*Melampsorella Caryophyllacearum* Schröt.) auf *Stellaria uliginosa*, *Holostea*, *media*, *nemorum*, *glauca*, *graminea* und auf *Cerastium arvense* und *triviale*. Sie erscheint zuerst in der Uredoform (*Uredo Caryophyllacearum Rabenh.*), dann in der Teleuto-sporenform auf den unteren überwinterten Blättern. Die Teleutosporen bilden sich ebenfalls innerhalb der Epidermiszellen und sind durch die hellrote Farbe von den andern *Melampsora*-Arten verschieden.

### XIX. *Calyptospora Kühn.*

*Calyptospora*  
und *Tannen-*  
*nadeläcidium*.

Aus dieser Gattung ist nur ein einziger Parasit bekannt, die *Calyptospora Göppertiana Kühn* auf den Preußelbeersträuchern (*Vaccinium Vitis idaea*). Diesem Pilz fehlt die Uredo, sein Teleutosporenzustand stimmt mit *Melampsora* insofern überein, als die Teleutosporen in Form eines einschichtigen Lagers innerhalb der Epidermiszellen entstehen, so daß jede Zelle von mehreren prismatischen, mit der Längsachse rechtwinklig zur Oberfläche gestellten, braunwandigen Sporen ausgefüllt ist (Fig. 39 C). Die Teilung der Sporenzellen durch Längswände geschieht nicht selten in kreuzweiser Richtung, so daß vierzellige Ketten erkennbar sind, häufiger aber in keiner bestimmten Orientierung, so daß unregelmäßige Zellgruppen in der Epidermiszelle entstehen. Die Eigentümlichkeit dieses Parasiten liegt aber in der Krankheitserscheinung, unter welcher er auftritt. Die Teleutosporenlager bilden hier keine Flecken auf Blättern, sondern finden sich in den Stengeln und zwar meist in der ganzen Ausdehnung derselben; die befallenen Sprossen sind bis zu Gänsefußdicke angeschwollen, an ihrer fortwachsenden Spitze weißlich, an den älteren Teilen fortbraungefärbt (Fig. 39 A). Die Geschwulst rührt her von einer Hypertrophie der Rinde, deren von den Myceliumhyphen umspinnene Zellen vermehrt und vergrößert sind zu einem schwammigen Gewebe und später sich bräunen. Die Blätter der kranken Sprosse sind meist normal gebildet; selbst der Blattstiel nimmt nicht an der Hypertrophie teil, sondern ragt aus einem Grübchen der Rindengeschwulst hervor. An alten Büschen erkennt man, daß die Krankheit sich alljährlich an demselben Individuum wiederholt. Kühn hat die Keimung der Teleutosporen und die Bildung des Promyceliums mit vier Sporidien beobachtet. Nach R. Hartig<sup>1)</sup> können diese Sporidien wieder direkt in den Preußelbeersträuchern den Pilz hervorbringen, aber auch fakultativ einen heterothischen Acidiumzustand erzeugen, nämlich das *Aecidium columnare Alb. et Schw.*, oder *Tannennadeläcidium*, auf den Nadeln der Weißtanne. Die walzenförmigen, nach oben etwas verjüngten, bis 3 mm langen, weißen Peridien sitzen in zwei regel-

<sup>1)</sup> Forst- und Jagdzeitung 1880 und Lehrbuch der Baumkrankheiten. 1. Aufl. Berlin 1882, pag. 56.

mäßigen Reihen neben der Mittelrippe auf der Unterseite einzelner, zwischen gefunden stehenden, jungen, erstjährigen Nadeln, welche in der Gestalt nicht verändert, aber gelblichgrün entfärbt sind. Die Sporen bilden sich Kettenförmig, aber allemal mit einer Zwischenzelle abwechselnd. An der Oberseite der kranken Acidentragenden Nadeln befinden sich *Spermogonien*. Die Krankheit ist also mit dem Vorkommen des Pilzes auf die einzelne Nadel beschränkt; sie ist übrigens nicht häufig.

## XX. *Endophyllum Lév.*

Diese Gattung hat Sporenlager, welche ganz einem *Accidium Endophyllum*. gleichen, nämlich halbkugelig warzenförmige, am Scheitel sich öffnende Peridien, in welchen die Sporen kettenförmig abgeschnürt werden, und in deren Begleitung *Spermogonien* auftreten. Trotzdem verhalten sich die Sporen wie die Teleutosporen bei den übrigen Rostpilzen; denn de Vary<sup>1)</sup> fand, daß die Sporen der ersten unten erwähnten Art gleich nach der Reife keimfähig sind und ein Promycelium mit Sporiidien erzeugen; die Keime der letzteren dringen wieder in dieselbe Nährspezie ein, und entwickeln sich zu einem fast die ganze Pflanze durchziehenden Mycelium, welches im nächsten Jahre wieder *Spermogonien* und *Acidien* hervorbringt.

1. *Endophyllum Sempervivi Lév.*, auf verschiedenen *Sempervivum*. Auf *Sempervivum*. Arten; die 1–2 mm großen, halbkugeligen Sporenlager stehen auf Blättern, welche etwas länger und schmaler als die gefunden Blätter und mehr bleich gefärbt sind. Das Mycelium überwintert in den kranken Blättern und bringt im Frühlinge die Sporenlager zur Entwicklung.

2. *Endophyllum Sedi Winter*, auf *Sedum maximum. acre, boloniense, sexangulare, reflexum*, wie der vorige Pilz, aber die Peridien bedeutend kleiner. Auf *Sedum*.

3. *Endophyllum Euphorbiae sylvaticae Winter* (*Accidium Euphorbiae sylvaticae DC.*), auf *Euphorbia amygdaloides*, gleichmäßig auf der Unterseite der Blätter zerstreute, weißliche, schüsselförmige Sporenlager bildend. Die kranken Blätter sind etwas kürzer, breiter und fleischiger als die gefunden und mehr gelblichgrün gefärbt. Auf *Euphorbia*.

## XXI. *Puccinosira Lagerh.*

Die Teleutosporen werden wie bei der vorigen Gattung in Ketten abgeschnürt und sind von einer Peridie umgeben, keimen auch ebenso, sind aber zweizellig, also *Puccinia*-artig. Lagerheim<sup>2)</sup> fand diese Gattung in einigen Arten in Ecuador.

<sup>1)</sup> Ann. sc. nat. 4. sér. T. XX, pag. 78 und Morphol. und Physiol. der Pilze etc. pag. 188.

<sup>2)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Ges. IX, pag. 344.

## XXII. Folierte Uredo- und Aecidienformen.

Folierte Uredo-  
und Aecidien-  
formen.

Es ist noch eine Anzahl Rostkrankheiten übrig, bei denen der Parasit entweder im Uredo- oder im Aecidiumzustande allein, nicht von Teleutosporen begleitet auftritt. Sie gehören offenbar zu irgend welchen Teleutosporenformen, die Aecidien wahrscheinlich in den Entwicklungsengang heterocyclicher Uredineen; aber man weiß bis jetzt nicht, welche vielleicht längst bekannte Teleutosporenformen mit ihnen im Generationswechsel stehen. Wir führen daher diese noch unvollständig bekannten Rostpilze im nachstehenden auf.

## A. Uredo.

- |                 |  |
|-----------------|--|
| Uredo.          | Auf Blättern kleine, staubförmige, gelbe Sporenlager bildend, in denen die Sporen einzeln auf den Basidien abgeknüpft werden. Es sind die Sommerformen noch unbekannter Rostpilze, wahrscheinlich meist zu <i>Melampsora</i> -Arten gehörig.   |
| Auf Farnen.     | 1. <i>Uredo Polypodii Pers.</i> , auf <i>Phegopteris Dryopteris</i> und <i>polypodioides</i> , <i>Scelopendrium officinarum</i> und <i>Cystopteris fragilis</i> , die Sporenlager von einer Peridie umhüllt.   |
| Auf Cocos.      | 2. <i>Uredo Palmarum Cooke</i> , auf den Blättern von <i>Cocos nucifera</i> in Südamerika.   |
| Auf Quercus.    | 3. <i>Uredo Quercus Duby</i> , auf <i>Quercus pedunculata</i> , kleine orange-gelbe Häufchen bildend.  |
| Auf Phillyrea.  | 4. <i>Uredo Phillyreae Cooke</i> auf <i>Phillyrea media</i> .  |
| Auf Morus.      | 5. <i>Uredo Mori Bard.</i> , auf den Blättern von <i>Morus alba</i> in Simla in Indien.  |
| Auf Ficus.      | 6. <i>Uredo Fici Cast.</i> , auf der Unterseite der Blätter von <i>Ficus Carica</i> in Italien, Nordafrika und Amerika.  |
| Auf Viola.      | 7. <i>Uredo alpestris Schöt.</i> , auf <i>Viola biflora</i> .  |
| Auf Tropaeolum. | 8. <i>Uredo Tropaeoli Desm.</i> , auf den Blättern von <i>Tropaeolum</i> in Belgien, Frankreich und England.   |
| Weinrebenrost.  | 9. <i>Uredo Vitis Thüm.</i> , einen Weinrebenrost auf <i>Vitis vinifera</i> , hat von Thümen <sup>1)</sup> aus Südcarolina erhalten. Der Pilz bildet auf der Unterseite der Blätter kleine, halbkugelige, hell orange-gelbe Häufchen auf kleinern, braunen, oberseits strohgelben Blattflecken. Die Häufchen bestehen aus kugelförmigen oder elliptischen, einzelligen, fast wasserhellen Sporen mit dicken, aber glattem Eosporium. Weiteres ist nicht bekannt. Vielleicht ist mit diesem Pilz identisch der von Vagerheim <sup>2)</sup> in Jamaica beobachtete und <i>Uredo Violae</i> genannte Rost auf Weinblättern. |
| Auf Agrimonia.  | 10. <i>Uredo Agrimoniae Eupatoriae DC.</i> , auf <i>Agrimonia Eupatoria</i> und andern Arten, mit Peridie. Nach Dietel soll dazu eine Teleuto-sporenform gehören, welche einer <i>Melampsora</i> entspricht <sup>3)</sup> .  |

<sup>1)</sup> Pilze des Weinstocks. Wien 1878, pag. 182.

<sup>2)</sup> Compt. rend. 1890, pag. 728.

<sup>3)</sup> Hedwigia 1890, pag. 152.

11. *Uredo aecidioides* F. Müll.<sup>1)</sup> (*Uredo Mülleri* Schröt.), auf den Auf *Rubus*.  
überwinternden Blättern von *Rubus fruticosus* und andern Brombeerarten  
kreisförmige, orangefelbe Lager bildend, welche ein Spermogonium in ihrer  
Mitte haben, daher den Aecidien ähneln, doch durch einzelne Sporen-  
abschnürung und durch den Mangel von Peridien und Paraphysen sich  
davon unterscheiden.

12. *Uredo Symphyti* DC., auf *Symphytum*-Arten, in zahlreichen Auf *Symphytum*.  
kleinen Sporenhäufchen meist die ganze Blattunterseite bedeckend.

#### B. Aecidium.

Die Charaktere von *Aecidium* sind, wie schon oben (S. 135) erwähnt, *Aecidium*.  
die kleinen, umgrenzten und von einer becher- bis walzenförmigen, am  
Scheitel sich öffnenden Peridie umgebenen Sporenhäufchen mit ketten-  
förmiger Abschnürung der Sporen. In Begleitung der meist in Gruppen  
auftretenden Aecidienfrüchte kommen Spermogonien vor. Wir führen  
hier diejenigen Aecidien an, deren hinzugehörige Teleutosporenformen  
noch unbekannt sind.

1. *Aecidium elatinum* Alb. et Schw. (*Peridermium elatinum* Herenbeseu und  
Kze. et Schm). Dieser Rostpilz bewohnt die Weisstannen und ist nach Krebs der Weis-  
de Bary's<sup>2)</sup> Untersuchungen die Ursache zweier eigentümlichen Krankheiten tanne.

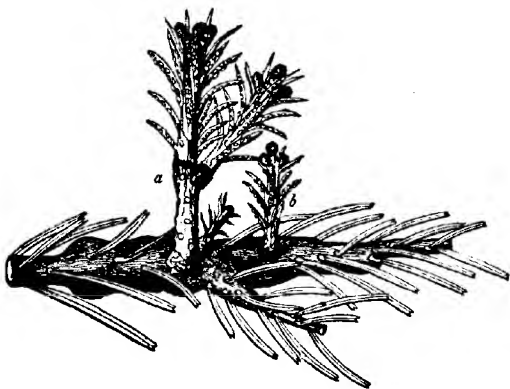


Fig. 40.

Tannenzweig mit 2-jährigem Herenbeseu (a) von *Aecidium elatinum*;  
aus dem verdickten Teile des Tannenzweiges ist eine schlafende Knospe  
b ein Jahr später zum Austreiben gekommen und entwickelt sich eben-  
falls als Herenbeseu. Auf der Unterseite der Nadeln der Herenbeseu  
sieht man die Aecidienfrüchte. Nach R. Hartig.

<sup>1)</sup> F. Müller, die Rostpilze der Rosa- und Rubus-Arten. Landw. Jahrb.  
XV. 1886, pag. 740.

<sup>2)</sup> Bot. Zeitg. 1867, Nr. 33.

dieses Baumes, die als Herenbesen und als Krebs oder Rindenkrebs der Weisstanne bekannt sind. Die Herenbesen stimmen mit den gleichnamigen, aber durch andre Ursachen veranlaßten Bildungsabweichungen anderer Bäume in der vermehrten Bildung von Sprossen überein. Es sind etwas angeschwollene Triebe, welche nicht wie die normalen Seitentriebe der Tanne horizontal absteigen, sondern sich senkrecht aufwärts stellen und wie kleine, dem Baume aufgewachsene, selbständige Bäumchen oder Büsche aussehen. Ihre Nadeln stehen nicht wie an den normalen Zweigen in zwei Reihen, sondern wie an den Gipfeltrieben rings um den Sproß zerstreut und absteigend, und viele bringen aus ihren Achseln ebenfalls absteigend gerichtete Zweige mit wiederum ringsum zerstreuten Nadeln. Überdies sind an allen diesen abnormen Trieben und deren Zweigen auch die Nadeln abweichend gebildet: kürzer und relativ breiter, auch meist gelbgrün gefärbt. Auf der Unterseite derselben stehen die Aeidienfrüchte in zwei parallelen Reihen als niedrige, gelbweiße Becher, welche orangegelbe Sporen enthalten, die auf den Basidien in Reihen unmittelbar hintereinander ohne Zwischenglieder gebildet werden. Die Aeidienfrüchte werden mehrere Zellenlagen unterhalb der Epidermis angelegt und brechen durch diese hervor. An der oberen Seite der Aeidientragenden Nadeln befinden sich die Mündungen kleiner Spermogonien als orangefarbene Pünktchen. Die Nadeln und sämtliche Achsen des Herenbesens sind von den farblosen, septierten und mit Haustorien in die Zellen eindringenden Mycelfäden durchwuchert. Nach der Reife der Aeidien vertrocknen die Nadeln und fallen ab; der Herenbesen steht im Winter auf der belaubten Tanne kahl; aber das Mycelium perenniert in ihm und wächst im Frühjahr in die neuen Triebe und in die Nadeln derselben hinein, um wieder zu fruktifizieren. Dies kann sich eine Reihe von Jahren wiederholen, man will bis 20jährige Herenbesen gefunden haben; aber endlich brechen dieselben ab. — Die andre genannte Krankheitserscheinung, der Krebs der Weisstanne, bildet meist an älteren Stämmen ringsum tonnenförmige Anschwellungen mit stark rissiger Rinde, über welchen der Stamm meist etwas höher als darunter ist. Die Krebsgeschwülste beruhen auf einem größeren Durchmesser sowohl des Holzes als der Rinde. Die Jahresringschichten des Holzkörpers haben sowohl unter einander, als auch jede einzelne an verschiedenen Stellen ungleiche Dicke, stellenweise unterbleibt die Holzbildung ganz; der Holzkörper wird dadurch gefurcht und die Lücke durch Rindengewebe ausgefüllt. Der Verlauf der Holzfasern ist dafelbst unregelmäßig geschlängelt, maserartig. In der Rinde findet eine starke Vermehrung der Zellen statt, welche in radialen Reihen stehen. Damit hängt ein vielfaches Versten der Rinde an der Oberfläche zusammen. Die Folge ist, daß die rissige Rinde mehr oder weniger abbröckelt. Dies kann bis zur Entblößung des Holzkörpers fortschreiten. Letzterer wird an diesen Stellen mehr oder minder morsch, weshalb an krebigen Stellen leicht Windbruch stattfindet; auch siedeln sich dann dort oft andre Pilze, z. B. *Polyporus fulvus*, an. In den Krebsgeschwülsten findet sich stets ein Mycelium, welches sich demjenigen in den Herenbesen gleich verhält. Seine Fäden wachsen zwischen den Zellenreihen des hypertrophierten Rindengewebes, dringen auch in die Cambiumschicht und, wiewohl spärlicher, in das Holz ein, wo sie aber ebenfalls Haustorien in die Zellen senden. Über die Geschwülste geht das Mycelium nicht hinaus. Es treten aber an den Krebsstellen nie Fruktifikationen auf. Außer auf den Stämmen kommt auch

an den Ästen und Zweigen jeglicher Ordnung der Krebs vor, selbst an zweijährigen Trieben, und oft sieht man an älteren Geschwülsten die Abnormität des Holzes bis in die ältesten Jahreslagen sich erstrecken, was auf die zeitige Anwesenheit des Parasiten deutet. Auch zeigt an der Ursprungsstelle des Herabwachsens der denselben tragende Ast stets eine kleine Krebsgeschwulst; ebenso sieht man bisweilen aus älteren Geschwülsten einen Herabwachs hervorgehen. Dann besteht zwischen den Mycelien beider Neubildungen ein kontinuierlicher Zusammenhang. Es muß daraus geschlossen werden, daß der Parasit beider identisch ist, daß beide eine und dieselbe Ursache haben und daß der Pilz nur in den grünen Nadeln die Bedingungen zur Fruchtbildung findet. In den Krebsstellen perenniert das Mycelium ohne zu fruktifizieren lange Zeit; aus alten Geschwülsten geht hervor, daß der Pilz 60 und mehr Jahre perennieren kann. Die Sporen sind zwar sogleich nach der Reife keimfähig, aber der Keimschlauch dringt in kein Organ der Weisstanne ein, und es ist nicht möglich, aus den Sporen wieder das Aecidium zu erzeugen. Die für sie bestimmte Nährpflanze ist unbekannt. Unter diesen Umständen kennen wir gegenwärtig kein Mittel zur Verhütung der Krankheit. Ihr Vorkommen dürfte mit der Tanne dieselbe Verbreitung haben, nach de Bary ist sie im Schwarzwald, insbesondere um Freiburg i. Fr. überall häufig in der ganzen Höhenregion dieses Baumes (280 bis 800 n. M.) und sowohl in engen feuchten Schluchten, wie an luftigen Orten. Ich sah sie auch in der Schweiz am Rigi. Auch aus Ungarn wird sie angegeben.

2. *Aecidium strobilinum* Rees (Licea strobilina Alb. et Schw.), auf Nadeln- auf den grünen lebenden Zapfenschuppen der Fichte, wo die halbtügeligen, zapfen. mit Querris sich öffnenden dunkelbraunen Aecidien dicht gedrängt auf der Innenseite, bisweilen auch auf der äußeren Seite der Schuppen stehen. Die kranken Zapfen bringen keine Samen; zur Erde gefallen werden sie durch das Aussterben der Schuppen kenntlich. Die Krankheit ist von Norddeutschland bis in die Karpaten verbreitet<sup>1)</sup>.

3. *Aecidium conorum* Piceae Rees, ebenfalls auf den Zapfenschuppen der Fichte, aber die 4–6 mm großen, weißen Aecidien stehen nur in geringer Anzahl auf der Außenseite der Schuppen<sup>2)</sup>.

4. *Aecidium corruscans* Rees<sup>3)</sup>, auf den Nadeln junger Triebe auf Nadeln- der Fichte, wobei die Nadeln kürzer und breiter und ihrer ganzen Länge nach von dem goldgelben, aufliegenden Aecidium bedeckt sind, wobei der Trieb in seiner Gesamtheit wie ein fleischiger Zapfen aussieht. Die Krankheit ist in Schweden und Finnland häufig; in Schweden werden die befallenen Triebe geessen („Risskolor“).

5. *Aecidium Bermudianum* Farlow<sup>4)</sup>, auf Juniperus Bermudiana auf Juniperus. und virginiana in Amerika, Gallen bildend ähnlich denen von Gymnosporangium globosum.

6. *Aecidium Convallariae* Schum., auf den Ästen von Convallaria auf Convallaria laria, Streptopus, Majanthemum bifolium, Paris quadrifolia, auf allen etc. grünen Teilen, selbst auf den Perigonblättern, meist freisförmig angeordnete

<sup>1)</sup> Bergl. Rees, die Rostpilzformen der deutschen Koniferen.

<sup>2)</sup> Rees, l. c. pag. 100.

<sup>3)</sup> l. c., pag. 215.

<sup>4)</sup> Botan. Gazette XII. 1887, pag. 205.



- Äcidien bildend und bleiche Flecke hervorruhend. Man vergleiche das oben unter *Puccinia sessilis* Gefagte (§. 167).
- Auf *Leucojum*. 7. *Aecidium Leucoji Bergm. Bals et de Not.*, auf *Leucojum aestivum* in Italien und Ungarn.
- Auf *Muscari*. 8. *Aecidium Muscari Linhart*, auf *Muscari comosum* in Ungarn.
- Auf *Asphodelus*. 9. *Aecidium Asphodeli Cast.*, auf *Asphodelus* bei Marseille.
- Auf *Arum*. 10. *Aecidium Ari Desm.*, auf *Arum maculatum* regellos oder freisförmig angeordnet auf bleichen Flecken der Blätter. Man vergleiche das oben unter *Puccinia sessilis* Gefagte (§. 167).
- Auf *Euphorbia dulcis* etc. 11. *Aecidium Euphorbiae Gmel.*, auf *Euphorbia dulcis*, *verrucosa*, *Gerardiana*, *Esula*, *virgata* und *lucida*; die Äcidien sind kegelf., später frugförmig, mit zerfchligtem vergänglichem Rande und stehen meist über die ganze Blattfläche zerstreut. Die ganze Nährpflanze wird hier in derselben Weise deformiert, wie durch das Äcidium des Erbsenrostes (§. 145).
- Auf *Euphorbia cyparissias*. 12. *Aecidium lobatum Ktze.*, auf *Euphorbia cyparissias*, dieselben Veränderungen wie der vorige Pilz erzeugend; die Äcidien sind nur wenig vorragend, am Rande in nur wenige, meist vier, breite Lappen geteilt.
- Auf *Myrica*. 13. *Aecidium myricatum Schw.*, auf den Blättern von *Myrica cerifera* in Nordamerika.
- Auf *Osyris*. 14. *Aecidium Osyridis Rabenh.*, auf *Osyris alba*.
- Auf *Barbarea*. 15. *Aecidium Barbarae DC.*, auf *Barbarea arenata*.
- Auf *Nasturtium*. 16. *Aecidium Nasturtii Hassl.*, auf *Nasturtium* in Ungarn.
- Auf *Berberis*. 17. *Aecidium Magelhaenicum Berk.*, auf *Berberis vulgaris*, von dem gewöhnlichen Äcidium der Berberis sehr verschieden dadurch, daß es herenfelsenartige Bildungen erzeugt, indem die rosettenartig stehenden Blätter schon in der Jugend ergriffen werden und kleiner bleiben und aus ihren Achseln theils blühende theils nicht blühende lange Triebe sich entwickeln, an denen im nächsten Frühjahr wieder äcidientragende Blattrosetten sich bilden. Die Äcidien stehen in großer Zahl über die ganze Blattfläche verteilt und zeichnen sich durch lang cylindrische, weiße Peridien aus. Magnus<sup>1)</sup> hat die Verschiedenheit dieses Pilzes von dem gewöhnlichen Berberis-Äcidium auch dadurch dargethan, daß er durch Impfsversuche die Unfähigkeit des Pilzes, auf *Triticum repens* überzugehen, konstatierte.
- Auf *Actaea*. 18. *Aecidium Actaeae Waltr.*, auf *Actaea spicata*.
- Auf *Aconitum*. 19. *Aecidium Aconiti Napelli DC.*, auf *Aconitum Napellus* gelbe, später bräunliche Blatrflecken hervorruhend.
- Auf *Ranunculus*. 20. *Aecidium Ranunculacearum DC.*, auf verschiedenen Arten von *Ranunculus*.
- Auf *Anemone*. 21. *Aecidium punctatum Pers.*, auf *Anemone ranunculoides*, *coronaria* und *Eranthis hiemalis*; die befallenen Blätter sind kleiner, schmaler geteilt, länger geteilt als die gesunden und gleichmäßig mit den bräunlichen kleinen Äcidien bedeckt.
- Auf *Anemone Hepatica*. 22. *Aecidium Hepaticae Berk.*, auf *Anemone Hepatica* rundliche Gruppen auf gelben Blatrflecken bildend.
- Auf *Thalictrum*. 23. *Aecidium Thalictri flavi DC.*, auf *Thalictrum*-Arten dicke Polster oder Schwielen bildend. Identisch ist wohl *Aecidium Sommerfeltii Johans.*, auf *Thalictrum alpinum* in Island und Norwegen.

<sup>1)</sup> Verhandl. d. bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 1875, pag. 87.

24. *Aecidium Thalictri foetidi Magn.*, auf *Thalictrum foetidum* auf *Thalictrum foetidum*.  
in der Schweiz.
25. *Aecidium Clematidis DC.*, auf *Clematis recta*, *Vitalba* und auf *Clematis*.  
*Viticella*, starke Anschwellungen und Verkrümmungen der befallenen Teile  
verursachend.
26. *Aecidium Isopyri Schröt.*, auf *Isopyrum* in Schlesien. auf *Isopyrum*.
27. *Aecidium Pastinacae Rostr.*, mit *Pastinaca sativa* in Dänemark auf *Pastinaca*.  
marf.
28. *Aecidium Foeniculi Cast.*, auf den Früchten von *Foeniculum* auf *Foeniculum*.  
bei Marseille.
29. *Aecidium Mei Mutellinae Winter*, auf *Meum Mutellina* zieml. auf *Meum*.  
lich starke Anschwellungen bewirkend.
30. *Aecidium Sii latifolii Fiedl.*, auf *Sium latifolium* (vergleiche auf *Sium*.  
oben *Uromyces lineolatus*, S. 145).
31. *Aecidium Seseli Niesl.*, auf *Seseli glaucum* und *Laserpitium* auf *Seseli* und  
Siler Verbindungen und Verkrümmungen verursachend. *Laserpitium*.
32. *Aecidium Grossulariae DC.*, nicht selten auf Blättern und auf Stachel-  
Früchten der Stachelbeeren, oft viel Schaden machend. Es ist ungewiß, beeren.  
ob der Pilz zu der *Puccinia Ribis DC.* (siehe S. 156) gehört; Stiebach<sup>1)</sup>  
vermutet auf Grund von freilich nicht genügend beweisenden Infektions-  
versuchen eine Zusammengehörigkeit mit einer *Puccinia* auf *Carex Goude-*  
*noughii*. Bei Ausjaatversuchen von *Aecidium*sporen auf Stachelbeerblättern  
sah ich, daß die Keimschläuche hier nicht eindringen, sondern nur in dicht  
spiraligen Windungen auf der Epidermis hinwachsen.
33. *Aecidium Parnassiae Winter*, auf *Parnassia palustris* gelb- auf *Parnassia*.  
liche, später braune Flecken auf den Blättern bildend.
34. *Aecidium Aesculi Ell. et Kellerm.*, auf Blättern von *Aesculus*. auf *Aesculus*.
35. *Aecidium pallidum Schneider*, auf *Lythrum Salicaria* auf *Lythrum*.  
der Unterseite der Blätter.
36. *Aecidium Hippuridis Joh. Kze.*, auf *Hippuris vulgaris*, ohne auf *Hippuris*.  
oder mit geringer Fleckenbildung. (Vergleiche oben *Uromyces lineolatus*  
S. 145.)
37. *Aecidium Circaeae Cesati.*, auf *Circaea lutetiana* und *alpina*, auf *Circaea*.  
freisförmig oder ordnungslos gruppiert auf bräunlichen Blattflecken.
38. *Aecidium carneum Nées*, auf *Phaca frigida* und *Oxytropis* auf *Phaca* und  
*campestris*. *Oxytropis*.
39. *Aecidium Astragali Eriks.*, auf *Astragalus alpinus* in Norwegen auf *Astragalus*.  
wegen.
40. *Aecidium esculentum Barclay<sup>2)</sup>*, an den Blütenprossen von auf *Acacia*  
*Acacia eburnea* Hypertrophien, Trehungen und Blüten-Protrifikationen be-  
wirkend. Die Aecidien entstehen massenhaft und bilden dicke Krusten, welche  
in Indien gesocht eine beliebte Speise sind.
41. *Aecidium Schweinfurthii Henn.*, auf Fruchtknoten und auf *Acacia*  
jungen Früchten von *Acacia fistula* unregelmäßig zerrissene, oft hornähn-  
liche, 5—10 cm lange und breite Gallen bildend<sup>3)</sup>. *fistula*.

<sup>1)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 341.

<sup>2)</sup> Journ. of the Bombay Nat. Hist. Soc. 1890, pag. 1.

<sup>3)</sup> Kennings, Verhandl. d. bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 1889,  
pag. 299.

- Auf *Acacia etbaica*. 42. *Aecidium Acaciae* (Henn.) auf *Acacia etbaica* in der Colonie Eritræa, dicke herenfesenfartige Zweigbüschel bildend, deren Triebe blattlos, stark verlängert und aufwärts gewachsen sind. Spermogontien und Aecidien sitzen auf der Oberfläche der Uredo des Herenfesens<sup>1)</sup>.
- Auf *Fraxinus*. 43. *Aecidium Fraxini* Schw., auf *Fraxinus viridis* in Nordamerika, sehr schädlich.
- Auf *Ligustrum*. 44. *Aecidium Ligustri* Strauss, auf *Ligustrum vulgare*.
- Auf *Phillyrea*. 45. *Aecidium Phillyreae* DC., auf *Phillyrea media*, oft starke Anschwellungen und Deformationen verursachend.
- Auf *Limnanthemum*. 46. *Aecidium Nymphoides* DC., auf *Limnanthemum nymphoides*, soll nach Chydat zu *Puccinia Scirpi* DC. gehören (Siehe oben S. 170).
- Auf *Lysimachia*. 47. *Aecidium Lysimachiae* Waltr., auf *Lysimachia thyrsiflora*.
- Auf *Plantago*. 48. *Aecidium Plantaginis* Ces., auf *Plantago lanceolata* und *virginica*, in Ungarn, Italien Nordamerika.
- Auf *Melampyrum*. 49. *Aecidium Melampyri* Schm. et Kze., auf *Melampyrum pratense* und *menorosum*, unregelmäßige purpurrote Flecken erzeugend.
- Auf *Pedicularis*. 50. *Aecidium Pedicularis* Libosch., auf *Pedicularis palustris* und *silvatica* unter oft starken Anschwellungen und Verkrümmungen.
- Auf *Prunella*. 51. *Aecidium Prunellae* Winter, auf *Prunella vulgaris*.
- Auf *Knautia*. 52. *Aecidium Scabiosae* Doz. et Molk., auf *Knautia silvatica*.
- Auf *Sambucus*. 53. *Aecidium Sambuci* Schw., auf *Sambucus canadensis* in Nordamerika.
- Auf *Chrysanthemum*. 54. *Aecidium Leucanthemi* DC., auf *Chrysanthemum Leucanthemum* und *montanum*.
- Auf *Achillea*. 55. *Aecidium Ptarmicae* Schröt., auf *Achillea Ptarmica*.
- Auf *Centaurea*. 56. *Aecidium Cyani* DC., auf *Centaurea Cyanus*.
- Auf *Serratula*. 57. *Aecidium Serratulae* Schröt., auf *Serratula tinctoria* in Schlefien.
- Auf *Petasites* etc. 58. *Aecidium Compositarum* Martius, auf *Petasites*-Arten, *Bellis perennis*, *Doronicum Pardalianches*, *Aposeris foetida*, *Lactuca Scariola* etc. und andern Compositen, wo überall die Aecidien noch nicht mit Sclerotienzuständen in Zusammenhang gebracht sind.
- Auf *Homogyne*. 59. *Aecidium Homogynes* Schröt., auf *Homogyne alpina* in Schlefien.
- Auf *Senecio*. 60. *Aecidium Senecionis crispatis* Schröt., auf *Senecio crispatus* in Schlefien.
- Auf *Artemisia*. 61. *Aecidium Dracunculi* Thüm., auf *Artemisia Dracunculus* in Sibirien.
- Auf *Linosyris*. 62. *Aecidium Linosyridis* Lagerh., auf *Linosyris vulgaris*.

## C. Caeoma Tul.

Caeoma.

Mit diesem Gattungsnamen belegt man Aecidienzustände von Keimpilzen, bei denen die Sporen ebenfalls fadenförmig abgeschnürt werden und in deren Begleitung Spermogontien vorkommen. Aber die Sporenhäutchen sind von keiner Peridie, höchstens bisweilen von Paraphysen umhüllt und nicht begrenzt, sondern breiten sich in centrifugaler Richtung

<sup>1)</sup> Vergl. Magnus, Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. X, pag 43.

unregelmäßig aus, so daß am Rande die jüngsten, noch nicht sporentragenden Basidien stehen. Diejenigen dieser Formen, zu denen bis jetzt die Teleutosporen noch nicht aufgefunden sind, stellen wir hier zusammen.

1. *Caeoma Abietis pectinatae* Reess<sup>1)</sup>, auf den Nadeln der auf Weißtanne, Weißtanne, dem *Aecidium columnare* (S. 206) sehr ähnlich, aber ohne Perithe und längliche, gelbe Sporenlager auf der Unterseite der Nadel zu beiden Seiten der Mittelrippe bildend, mit zahlreichen Spermatogonien zusammen. In Bayern nicht selten.

2. *Caeoma Allii ursini* Winter, auf *Allium ursinum*, *acutangulum*, *oleraceum*, *Cepa*, *fistulosum* und *Porrum*, einzeln oder in freisporigen Gruppen.

3. *Caeoma Galanthi* Winter, auf *Galanthus nivalis*.

Auf *Galanthus*.

4. *Caeoma Ari* Winter, auf *Arum maculatum*.

Auf *Arum*.

5. *Caeoma Chelidonii Magnus*, auf *Chelidonium majus*.

Auf *Chelidonium*.

6. *Caeoma Fumariae* Link, auf *Corydalis cava* und *fabacea*.

Auf *Corydalis*.

7. *Caeoma Moroti* Har. et Poir., auf *Cardamine* in Finnland.

Auf *Cardamine*.

8. *Caeoma Aegopodii* Winter, auf *Aegopodium Podagrariae* und *Chaerophyllum aromaticum*.

Auf *Aegopodium* etc.

9. *Caeoma Ligustri* Winter, auf *Ligustrum vulgare*.

Auf *Ligustrum*.

10. *Caeoma Cassandrae Gobi*, auf *Andromeda calyculata*, von der *Gobi*<sup>2)</sup> vermutet, daß sie zu *Melampsora Vaccinii* gehört, mit der sie an der gleichen Lokalität vorkam.

#### D. Hemileia Berk. et Br.

Diese noch ungenügend bekannte Gattung wird zu den Uredinaceen gerechnet. Der hierher gehörige Parasit interessiert uns, weil er eine Kaffeeblattkrankheit verursacht. Dieselbe trat zuerst 1869 auf Ceylon und gleich danach auch auf dem südlichen indischen Kontinent auf, ist später auch auf Sumatra und in Tonkin gefunden worden. Man schätzt auf Ceylon den Schaden, den die Krankheit seit ihrem ersten Auftreten bis 1880 gemacht hat, auf 12 bis 15 Millionen Pfund Sterling. In der jüngsten Zeit ist die Krankheit auch in den Kaffeeplantagen Ostafrikas aufgetreten. Die Blätter bekommen braune Flecke und sind an diesen Stellen auf der Unterseite mit einem orangefarbenen Sporenpulver überzogen. Die Sporen sind einzellig, eiförmig, teils glatt, teils warzig, 0,035—0,04 mm lang. Der Pilz ist von Berkeley und Broome *Hemileia vastatrix* genannt worden. Die Keimung der Sporen hat man beobachtet; übrigens ist aber der Pilz noch ganz ungenügend bekannt<sup>3)</sup>.

Hemileia, die Kaffeeblattkrankheit.

<sup>1)</sup> l. c. pag. 115.

<sup>2)</sup> Cit. in Zuss, bot. Jahresber. 1885. II, pag. 512.

<sup>3)</sup> Vergl. Zuss, bot. Jahresb. f. 1876, pag. 103 und 130, und Revue Mycol. 1888.

## Neuntes Kapitel.

## Die durch Hymenomyceten verursachten Krankheiten.

Hymenomyceten.

Die Hymenomyceten umfassen fast lauter Pilze, deren Fruchtkörper große Dimensionen besitzen und im gewöhnlichen Leben als Schwämme bezeichnet werden. Die Mehrzahl derselben gehört auch nicht zu den Parasiten, aber einige derselben sind als Urheber von Pflanzenkrankheiten hier zu erwähnen. Mykologisch sind die Hymenomyceten oder Hautpilze dadurch charakterisiert, daß ihre Sporen durch Abschnürung in eigentümlicher Weise von besonderen Zellen, welche Basidien heißen, gebildet werden. Ein solches Basidium ist bei den Hymenomyceten eine längliche Zelle, welche auf ihrem Scheitel meist vier kurze feine Ästchen, sogenannte Sterigmen treibt, deren jedes an seinem Ende eine Spore abschnürt. Bei allen Hymenomyceten sind die Basidien in großer Anzahl zu einer hautartigen Schicht vereinigt, welche bestimmte Teile des Fruchtkörpers bedeckt, eine sogenannte Fruchtschicht oder Hymenium bildend.

## A. Exobasidium Woron.

Exobasidium.

Diese Gattung ist durch ihren Parasitismus auf Blättern, Stengeln und Wurzeln und mehr noch durch die von allen übrigen Hymenomy-

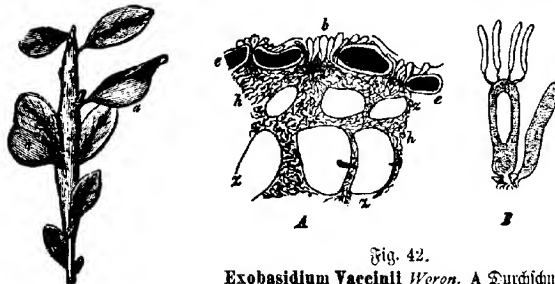


Fig. 41.

Zweig von *Vaccinium Vitis idaea* mit verpilzten Stielen und Fruchtkörpern von **Exobasidium vaccinii**, im Stengel und auf den Blättern aa. Nach K. Hartig.

Fig. 42.

**Exobasidium Vaccinii** Woron. A Durchschnitt durch eine kranke Blattstelle des Preiselbeerstrauches. zz Parenchymzellen des Blattes, zwischen denen das Mycelium hh sich mächtig entwickelt hat. Es treibt nach außen, die Epidermiszellen ee auseinanderstrebende Äste, welche zu den Basidien b werden. B Zwei Basidien stärker vergrößert; das eine reif, an der Spitze 4 Sporen an kurzen Sterigmen abschnürend.

ceten abweichende, sehr einfache Fruchtbildung charakterisiert, indem sie keinen eigentlichen Fruchtkörper, sondern eine bloße Hymeniumschicht besitzt, welche in der Epidermis der Nährpflanze gebildet wird und aus

dieser hervortritt. Dieselbe besteht aus typischen Hymenomyceten-Basidien, die am Scheitel auf vier feinen Ästchen (Sterigmen) eben so viele Sporen abschnüren (Fig. 42 B). Die drei bis jetzt bekannten Arten bringen an ihren Nährpflanzen starke Hypertrophien in Form eigen tümlicher Gallen hervor.

1. *Exobasidium Vaccinii* Woron., auf Blättern, Stengeln und Blüten der Preußelbeeren (*Vaccinium Vitis idaea*), der Heidelbeeren (*Vaccinium myrtillus*), des *Vaccinium uliginosum* sowie von *Andromeda*. Die Blätter bekommen unterseits große, fleischige, weiße Anschwellungen, die nicht selten das ganze Blatt einnehmen, welches dann nach oben sich zusammenwölbt; an der Oberseite ist die kranke Stelle nur tief gerötet. Wenn der Pilz die Stengel besiedelt, so schwellen diese gewöhnlich ringsum zu einer fleischigen Verdickung an und tragen dann meist kleinere, ebenfalls ganz oder in der unteren Hälfte degenerierte Blätter (Fig. 41). Der Blütenstand bekommt dann sehr verdickte Blütenstiele und bedeutend vergrößerte und verdickte Deckblätter, hinter denen die Blüten bald ziemlich regelmäßig sich ausbilden, bald durch Verdickung unformig werden oder verkümmern. Die Anschwellungen kommen durch eine Hypertrophie des Parenchyms zu stande, indem die Zellen desselben vermehrt und erweitert sind und kein Chlorophyll erzeugen. In diesem Gewebe ist das Mycelium des Pilzes verbreitet in Form feiner, farbloser, septierter und verzweigter Fäden, die zwischen den Zellen und teilweise innerhalb derselben wachsen. In der Nähe der Epidermis der Unterseite des Blattes werden sie reichlicher und verdrängen die Zellen der Epidermis und die darunter liegende Zellschicht fast gänzlich, an der Stelle derselben eine wachstartig fleischige, weiße Pilzmasse bildend. Von den Fäden derselben gehen nach außen hin dicke, feulenförmige Zweige ab, welche dicht beisammenstehend die Hymeniumschicht darstellen (Fig. 42 A). Durch ihr Wachstum heben sie die resistente Cuticula allmählich in die Höhe und zerreißen sie. Es sind die oben beschriebenen Basidien, auf deren freiliegendem Scheitel vier kurz cylindrische oder spindelförmige, schwach gekrümmte, einzellige, farblose Sporen abgeschnürt werden. Dieselben geben der Oberfläche der Anschwellung ein mattes, weißes, wie bereiftes Aussehen. Nach der Sporenbildung werden mit dem Absterben des Pilzes die Teile braun und schrumpfen. Nach Woronin<sup>1)</sup> teilen sich bei der Keimung die Sporen durch mehrere Querscheidewände und zeigen dann hefeartige Sprossung, indem die Keimschläuche sich als einzellige Glieder abschnüren, was durch mehrere Generationen sich wiederholen kann. Auf ganz junge, gesunde Blätter gesetzt, treiben nach Woronin die Sporen Keimschläuche, welche vorzugsweise auf der Unterseite des Blattes, teils durch die Spaltöffnungen, teils durch die Wände der Epidermiszellen eindringen. Acht bis zehn Tage nach der Infektion ist das Blatt bereits angeschwollen; nach vierzehn Tagen hat der Pilz neue Sporen gebildet. Der Pilz kommt vereinzelt nicht selten vor; einen Fall, wo auf einem 2–3 m breiten und 600 m langen Waldstreifen fast sämtliche Heidelbeerpflanzen befallen waren, erwähnt Zadebe<sup>2)</sup>. Ein von Kofstrup<sup>3)</sup> in Dänemark auf *Vaccinium Oxycoccus* gefundenes

Auf Preußel-  
beeren und  
Heidelbeeren.

<sup>1)</sup> Verhandl. d. naturf. Gesellsch. zu Freiburg 1867, Heft IV.

<sup>2)</sup> Botan. Centralbl. XXV. 1886, pag. 289.

<sup>3)</sup> Botanisk Tidskrift. XIV, pag. 4. 1885.

*Exobasidium Oxycocci* Rostr. ist vielleicht mit dem vorstehenden spezifisch identisch.

Auf Alpenrosen.

2. *Exobasidium Rhododendri* Fockel erzeugt auf der Unterseite der Blätter und an den Blattstielen von *Rhododendron ferrugineum* und *hirsutum* kugelige, erbsen- bis wallnußgroße, weichfleischige, saftige, glatte, rotwangige Auswüchse, welche meist mit schmaler Basis der Blattfläche aufliegen und daher einem Gallapfel ähneln, in der Schweiz unter dem Namen „Alpenrosenäpfel“ oder „Saftäpfel“ bekannt. Sie wurden früher für ein Insekt-Gebilde gehalten; Fockel<sup>1)</sup> hat dem Pilz seine richtige Stellung angewiesen und fand die Bildung und Form der Sporen, durch welche die Oberfläche der Galle zu einer gewissen Zeit wie bereift erscheint, ganz übereinstimmend mit der vorigen Art, zu der dieser Pilz vielleicht auch gehört. Diese Gallen wurden von Fockel und von Kramer<sup>2)</sup> in der Schweiz, von mir im Stubachtal auf den hohen Tauern in Menge, sowie auf dem Waghmann, auf der genannten Nährpflanze angetroffen.

Auf *Laurus canariensis*.

3. *Exobasidium Lauri* Geyler, ist nach Geyler's<sup>3)</sup> Untersuchungen die Ursache der sogenannten Luftpurzeln von *Laurus canariensis* auf den canarischen Inseln (Madera de Louro bei den Portugiesen genannt). Es sind Auswüchse, die Bory de St. Vincent als einen Pilz, *Clavaria lauri* Bory beschrieb, (Schacht<sup>4)</sup> für normale Luftpurzeln des Lorbeers hielt. Sie kommen aber nicht regelmäßig vor und im ganzen nicht häufig, nur in feuchten, schattigen Schluchten und oft in verschiedenen Höhen am Stamme, besonders in der Nähe von Wundenden. Sie vegetieren von Ende Herbst bis Anfang Sommer, dann färben sie sich dunkler, schrumpfen und fallen ab. Es sind 8—19 cm lange, unregelmäßig geförnte, einer *Clavaria* oder einem Stengewebe ähnliche, etwas verästelte, längswulstige Körper von bräunlichgelber Farbe, weicher, spröder Beschaffenheit und haben einen dem Lorbeer gleichen aromatisch bitteren Geschmack und Geruch. Sie zeigen auf dem Querschnitte ein Mark, umgeben von einem dünnen Holzcylinder und um diesen eine Rinde, deren Zellen gleich denen des Markes mit Stärkekörnern erfüllt sind. Eine äußere braune Rindenzone zeigt zwischen ihren Zellen das Mycelium des Pilzes und an ihrer Außenseite die aus schlauchförmigen Basidien bestehende Hymeniumschicht. Die Basidien schnüren auf vier Sterigmen eben so viel längliche Sporen ab. Nach Geyler's plausibler Vermutung sind diese Körper überhaupt nicht Wurzeln, sondern durch den Pilz verübete Sprosslinge des Stammes.

### B. *Aureobasidium* Viala et Boyer.

*Aureobasidium*.

Der Fruchtkörper besteht nur aus einem sammetartigen Hymenium, welches unmittelbar aus der Nährpflanze hervordrückt und aus Basidien besteht, auf deren Scheitel meistens je 6, bisweilen auch nur 4 oder 2 cylindrische Sporen abge schnürt werden.

<sup>1)</sup> Symbolae mycologicae. Zweiter Nachtrag, pag. 7.

<sup>2)</sup> Nach einer Notiz Geyler's in Bot. Zeitg. 1874, pag. 324.

<sup>3)</sup> Bot. Zeitg. 1874. Nr. 21. Taf. VII.

<sup>4)</sup> Lehrb. d. Anat. u. Phys. d. Gew. II, pag. 156.

*Aureobasidium Vitis* *Viala et Boyer* <sup>1)</sup>, veranlaßte auf Weinbeeren in den Jahren 1882 bis 1885 in der Bourgogne besonders in nassen Jahren in den Monaten September und Oktober eine Krankheit, wobei die Beere anfangs einen kleinen dunklen Fleck zeigt, wo die Haut der Beere einfließt und vertrocknet, und samenartige, kleine, hellgelbe Pusteln bekommt, welche aus dem Hymenium bestehen. Die Pusteln sind die Zweigenden des Myceliums, dessen septirte Fäden das ganze Fruchtfleisch durchziehen.

### C. Hypochnus Fr.

Diese Gattung macht den Übergang zu den größeren Schwämmen, die wir als Baumparasiten im nächsten Abschnitte aufführen. Sie ist durch einen ganz dünn hautartigen Fruchtkörper charakterisiert, welcher aus locker verflochtenen Hyphen besteht, auf der Unterlage unregelmäßig ausgebreitet und an seiner ganzen Oberfläche mit der Hymeniumschicht bedeckt ist. Alle früher bekannten Arten dieser Gattung sind Saprophyten, welche tote Hölzer und Rinden bewohnen. Als Parasiten sind nur bekannt geworden. Hypochnus.

1. *Hypochnus cucumeris* *Frank*, welchen ich als Ursache eines Auf Gurten u. Absterbens der Gurkenpflanzen vor einigen Jahren im Garten meines Instituts auftreten sah <sup>2)</sup>. Ein grauer oder bräunlichgrauer häutiger Pilz saß am Wurzelhalse rings um den Stengel, daselbst mit seinen Myceliumfäden in das Stengelgewebe eindringend und daselbst in einen breit weichen, faulen Zustand verwandelnd. Die Pilzhaut wuchs noch einige Centimeter weit am Stengel aufwärts, ließ sich hier aber leicht von der intakt gebliebenen Stengeloberfläche abziehen, war also dort nur oberflächlich weiter gewachsen. Wenn die Stengelbasis ganz verpilzt und faulig war, so schritt das Absterben von den unteren Blättern nach den oberen zu rasch fort. Die Pilzhaut war auf ihren älteren Teilen mit der Hymeniumschicht überzogen; diese besteht aus länglichen Basidien, die auf den vier feinen Sterigmen je eine ovale, farblose Spore abspindeln. Die Sporen sah ich noch 24 Stunden mit einem gewöhnlichen Keimchlauche keimen. Auf daneben wachsende Unkräuter war der Pilz nicht übergegangen. Später beobachtete ich ihn aber auch am Stengelgrunde von Lupinen und Akec emporklettern.

2. *Hypochnus Solani* *Prill. et Delacr.*, an den unteren Teilen auf Kartoffeln von Kartoffelstengeln in Orignon von Prillieux und Delacroix <sup>3)</sup> beobachtet; der Pilz soll der Kartoffelpflanze wenig schädlich gewesen, die Knollen fast normal ausgebildet gewesen sein. Ich habe den Pilz auf der Kartoffelpflanze in Deutschland 1894 beobachtet; ob er von dem vorigen unterschieden ist, lasse ich zweifelhaft.

<sup>1)</sup> Sur un Basidiomycète inférieur, parasite des grains de raisin. *Compt. rend.* 1891, pag. 1148. — Vergl. auch *Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten* II. 1892 pag. 48.

<sup>2)</sup> *Landwirtsch. Jahrbücher und Berichte der deutsch. botan. Gesellschaft.* 1883, pag. 62.

<sup>3)</sup> *Bull. de la soc. mycol. de France.* VII. 1891, pag. 220.



### D. Die größeren, auf Bäumen schmarogenden Schwämme.

Baumschwämme  
als Ursache von  
Holzkrankheiten.

An Stämmen und Ästen, sowie an Sprossen oder Wurzeln lebender Bäume wachsen, wie allbekannt, sehr häufig größere Schwämme, ähnlich denen, die auf Waldboden vegetieren. Dabei zeigen sich gewöhnlich die Partien des Baumes, aus denen sie hervorbrechen, mehr oder weniger abgestorben. Im Volke werden diese Erscheinungen insgesamt „der Schwamm“ genannt. Wissenschaftlich neigte man sich bis vor nicht langer Zeit der Ansicht zu, daß diese Pilze eigentliche Saprophyten seien, die sich nur in denjenigen Teilen des Stammes ansiedeln, welche aus irgend einer Ursache bereits abgestorben sind. Man dachte dabei an die zahlreichen, jenen sehr ähnlichen, auf lebloser Holzunterlage wachsenden Schwämme, wo das saprophyte Verhältnis unzweifelhaft ist. Durch die unten zu citierenden Arbeiten R. Hartig's ist aber bereits für eine große Anzahl dieser Baumchwämme festgestellt, daß sie lebende Teile des Baumes als Parasiten befallen können, in diesen allmählich sich entwickeln und ausbreiten und dadurch erst den befallenen Teil krank machen, dessen Zersetzungsercheinungen sich dann mit der Pilzentwicklung steigern. In den auf diese Weise erkrankten und sogar in den abgestorbenen Teilen vermag der Pilz sich dann noch weiter zu ernähren, gelangt hier sogar gewöhnlich erst zur vollständigen Entwicklung der Fruchtkörper, so daß es aussieht, als sei der nun erst auftretende Pilz sekundär an dem in Zersetzung begriffenen Teile aufgetreten. Der Pilz ist daher allerdings nicht so streng parasitisch, wie etwa die Rostpilze und die vorerwähnten Grobasidien, sondern seine Ernährungsbedingungen halten die Mitte zwischen dem parasitischen und dem saprophyten (S. 3) Modus. Und wie Versuche gezeigt haben, kann man diese Pilze sogar auf leblosem Substrate kultivieren, auch hat man sie an den Bäumen bisweilen in Begleitung von Zersetzungsercheinungen angetroffen, die aus andern Ursachen entstanden waren. Allein der von R. Hartig geführte Nachweis, daß sie auch parasitisch und als primäre Krankheitserreger auftreten können, und daß dieses Verhältnis in der Natur sogar das gewöhnliche ist, weist ihnen jetzt auch in der Pflanzenpathologie einen wichtigen Platz an. Nach dem, was besonders durch R. Hartig über die Bedingungen des Befallenwerdens der Bäume durch diese Parasiten bekannt geworden und unten im einzelnen beschrieben ist, scheint es, als ob viele dieser Pilze besonders leicht an Wundstellen der Wurzeln, Stämme oder Äste in den Baumkörper eindringen, womit freilich nicht gesagt sein soll, daß sie nur an solchen Stellen eindringen können. Jedenfalls wird dem Auftreten mancher dieser Schwammkrankheiten entgegengearbeitet werden können durch möglichste Beschützung der Bäume vor Verwundung

und durch die oben (Band I, S. 151) besprochene rationelle Behandlung der Baumwunden.

Die meist ansehnlichen Fruchtkörper dieser Pilze wachsen fast immer aus dem Substrate hervor, erscheinen also auswendig an den Stämmen, Ästen oder Wurzeln. Wir unterscheiden an ihnen die meist durch ihre eigentümliche Gestaltung ausgezeichnete, gewöhnlich die Unterseite der Körper einnehmende Hymenialschicht. Nach der Beschaffenheit derselben werden hauptsächlich die Gattungen dieser Pilze unterschieden. Im Innern des Substrates ist das Mycelium vorhanden und sehr oft wächst es dort, ohne daß es durch die Anwesenheit von Fruchtkörpern auswendig verraten würde, weil die Fruchtbildung bei diesen Pilzen meist spät, oft gar nicht eintritt. Man findet dann auch die durch den Pilz verursachte Krankheit, ohne daß äußerlich ein Schwamm zu bemerken ist. Doch ist dann immer das Mycelium im Innern zu finden. Die Fäden desselben durchwuchern die Gewebe, besonders das Holz; wo es sich in inneren Lücken reichlicher entwickeln kann, wird es gewöhnlich in Form von weißen Pilzhäuten auffallender; bei manchen nimmt es auch die eigentümliche Form der Rhizomorphen an, von der unten die Rede sein wird.

Solcher baumbewohnender Hymenomyceten ist eine große Anzahl bekannt, und auch in den einzelnen Ländern und Erdteilen kommen besondere Arten vor. Die Mehrzahl derselben ist noch nicht darauf untersucht worden, ob ihnen parasitärer Charakter zukommt oder nicht. Wir führen selbstverständlich hier nur diejenigen an, von welchen das letztere mehr oder weniger bestimmt nachgewiesen worden ist. Die übrigen können wenigstens vorläufig noch nicht in der Pathologie besprochen werden.

### I. *Trametes Fr.*

Bei diesen Pilzen besteht das Hymenium wie bei den Stöckerpilzen (S. 228) aus zahlreichen, dicht beisammenstehenden und zusammen- gewachsenen porenförmigen Röhren; die Substanz des Fruchtkörpers setzt sich aber ohne Veränderung zwischen die Röhren fort, so daß auf dem Durchschnitte die Röhrenschicht nicht als eine andersfarbige Schicht von der Substanz des Fruchtkörpers sich abgrenzt. Der letztere hat bei diesen Pilzen eine luchen-, polster- oder korbelförmige Gestalt. Aus dieser Gattung kennen wir folgende Parasiten genauer.

*Trametes.*

1. *Trametes radiciperda* K. Hart. (*Polyporus annosus Fr.*). Dieser gefährliche Parasit ist nach H. Hartig <sup>1)</sup> die Ursache einer Festschneise- erscheinung des Holzes der Nadelbäume, welche vorzugsweise mit zu den-

Stämme der  
Kiefer und  
Birken durch  
*Trametes*  
*radiciperda*.

<sup>1)</sup> Befestigungserscheinungen des Holzes, pag. 14 ff. Taf. I—IV.

jenigen gehört, die man als *Rotfäule* bezeichnet. Unsere Kenntnisse über diesen Pilz und die von ihm verursachte Zerstörung verdanken wir allein den Untersuchungen des genannten Forschers, deren Resultate nachstehende sind. Der Pilz befällt vorzugsweise Kiefern, auch Weymuthskiefern, sowie Fichten, Tannen, Wachholder, kaum Laubholz; indessen giebt Kotschy an, daß der Pilz in Dänemark auch die jungen Buchen tödtet, welche als Unterholz in den Kiefernbeständen vorkommen. Seine Fruchträger sitzen äußerlich an den durch den Parasiten getödteten Wurzeln und Stöcken gewöhnlich zahlreich beisammen und verwachsen oft nachträglich untereinander zu größeren Fruchtkörpern, die nicht selten 10 bis 30, ausnahmsweise selbst 40 cm nach einer Richtung Flächenausdehnung haben. Es sind stiellose, mit der einen Seite aufgewachsene, meistens etwa 5 mm dicke, leberartige, kuchenförmige Körper, welche auf der freien Außenseite mit der weißen Porenschicht besetzt sind; stellenweise hebt sich aber auch am Rande der Fruchtkörper zurück und stellt sich frei, seine holzlabenbraune, gefurchte und buckelige sterile Seite zeigend; der Rand ist etwas wallig und beiderseits weiß (Fig. 43).

Vorkommen  
und äußere  
Erscheinung der  
Krankheit.

Der Pilz und die von ihm verursachte Krankheit ist über ganz Deutschland, einschließlich der Alpen verbreitet, auch in Frankreich ist sie beobachtet worden; ebenso in Italien auf Tannen und Lärchen<sup>1)</sup>. Standort scheint ohne Einfluß; denn der Pilz zeigt sich im Flachlande, wie im Gebirge, auf Sandboden wie auf steinigem Gebirgsboden, auf trockenen wie feuchten Böden. Er kann schon in 15- bis 20jährigen Schonungen, aber auch noch in 100jährigen Beständen auftreten. Die Krankheit wird erkennbar an dem Vertrocknen der ganzen Pflanze. An jüngeren Bäumen geschieht das oft plötzlich: ohne daß bis dahin etwas Krankhaftes zu bemerken gewesen wäre, können im Sommer an mitten im Triebe stehenden Pflanzen die noch unfertigen neuen Triebe plötzlich welken und mit der ganzen Pflanze vertrocknen. In andern Fällen erkennt man zunächst ein Kränkeln an der Spitze der lebsthätigen Triebe, worauf im folgenden Herbst oder Frühjahr vor dem Treiben Bräunung und Tod der ganzen Pflanze eintritt. Die Krankheit zeigt ihre ansteckende Eigenschaft darin, daß neben dem abgestorbenen Baume meist noch ein oder mehrere erkrankte sich befinden; dieses Absterben der Nachbarbäume hört auch dann nicht auf, wenn die dürren Bäume gefällt werden; es entstehen durch Umhängetreiben des Absterbens in centrifugaler Richtung in den Beständen Käden und Blöken, die in 5 bis 10 Jahren eine Größe von 10 Hk und mehr erreichen. Die Erscheinung ist also eine ganz ähnliche, wie die durch *Agaricus melleus* (S. 236) hervorgerufene.

Krankheits-  
verlauf.

Das Absterben und Lärnwerden ist die Folge einer Fäulnis der Wurzeln, verursacht durch den in denselben lebenden Parasiten. Wenn man die abgestorbenen Bäume ausrodet, so findet man an den Stöcken und Wurzeln, sowohl an den stärkeren, wie an den schwächeren Seitenwurzeln, die oben beschriebenen weißen Fruchträger in verschiedener Form und Größe. Da sie sich nur im freien Raume bilden können, so entwickeln sie sich häufiger im lockeren als im festen Boden. Außerdem finden sich, auch wo keine Fruchträger gebildet sind, stechnadelkopfgroße und größere gelbweiße Pilzprolifer, die auf der Rinde der Wurzeln zum Vorschein kommen. Es

<sup>1)</sup> Botan. Centralbl. 1888, pag. 370.

<sup>2)</sup> Vergl. Cuboni, Bullettino di Notizie agrarie, Roma 1889, pag. 250.

sind Anfänge von Fruchtträgern, und man bemerkt beim Abheben der Rindeeschuppen, daß es die Endigungen zarter weißer Pilzhäute sind, die bald papierartig, bald nur wie ein Schimmelfleck erscheinen und zwischen den Rindeeschuppen von innen aus sich entwickelt haben. Wurzeln und Wurzelstock solcher Bäume sind verfault. Von der infizierten Wurzel aus gleißt bei der Fichte die Rotfäule stammeswärts weiter, zunächst in der Längsrichtung, dann auch in horizontaler Richtung um sich greifend. Von der Lage der Infektionsstelle hängt es ab, an welcher Seite die Rotfäule, und ob sie nahe dem äußeren Umfange oder näher dem Centrum des Stammes emporsteigt. Zuletzt kann nur die der Infektionsstelle gegenüberliegende Seite verschont geblieben und die Fäulnis bis zu 6—8 m emporgestiegen sein. Von oben nach unten sind dann alle Stadien der Fäulnis vertreten. Zuerst tritt in dem gelblichweißen, gesunden Holze schmutzig violette Färbung auf; diese geht über in völlig ausgebleichte, hellgelblichweiße Farbe und wird dann schnell bräunlichgelb oder hellbraun. Auf dem bräunlichen Grunde treten zahlreiche, kleine, schwarze Flecke, besonders im lockeren Frühjahrsholze der Jahresringe auf, und die größeren schwarzen Flecke umgeben sich mit einer weißen Zone. Mit fortschreitender Fäulnis gehen sie fast sämtlich verloren, während die weißen Flecke sich vergrößern und zusammenhängen, so daß das Frühjahrsholz zuletzt ganz zerfasert und verpilzt ist und eine lockere, weiße Substanz darstellt, welche das übrig gebliebene, gelbliche Holzgewebe überwiegt. Solches Holz hat im nassen Zustande die Eigenschaften des Laubeschwammes, im trocknen schrumpft es auf die Hälfte oder ein Drittel seines Volumens zusammen und ist dann federleicht. Während das gesunde Holz harzarm ist, schlägt sich Harz an der Grenze des gesunden Holzes im Innern der Holzfasern und Markstrahlen nieder. Ist die Fäulnis soweit nach außen gedrungen, daß nur noch ein schmaler gesunder Splintstreifen vorhanden ist, und auch wenn endlich die Fäulnis bis an die Rinde vorgedrungen ist, so ergießt sich der Terpentin nach außen. Solche Harzlässe zeigen sich dann zuerst auf derjenigen Seite, an welcher die infizierte Wurzel sich befindet, und sind ein sicheres Zeichen innerlicher Rotfäule. Bei der Weimuthskiefer und der gemeinen Kiefer ist der Krankheitsverlauf im wesentlichen derselbe. Nur bewirkt hier der größere Harzgehalt eine vollständige Vertierung des angrenzenden gesunden Holzes. Diese verhindert bei der gemeinen Kiefer sogar das Empordringen des Pilzmyceliums und der Holzfäulnis über den Stock nach oben, daher die

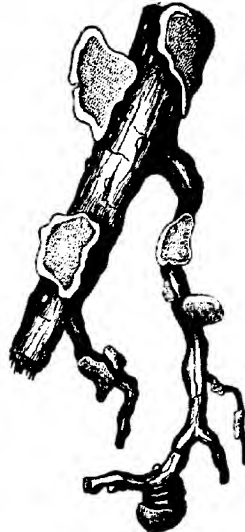


Fig. 43.  
Fichtenzurzel mit den Frucht-  
körpern von *Trametes radice-  
perda* in natürlicher Größe.  
Nach R. Hartig.

Verhalten des  
Myceliums und  
Zerfetzungs-  
prozesse der  
Holzzellen.

Abtriebsfläche des getöteten Kiefernstammes nur einige hellbraungelbe Flecke zeigt.

Das Mycelium des Pilzes besteht aus meist isoliert bleibenden, spärlich septierten Hyphen mit reichlicher Verzweigung, besonders mit vielen kürzeren, rechtwinklig stehenden Seitenhyphen, welche an vielen Punkten die Zellwände durchlöchern. Die Fäden wachsen daher sowohl innerhalb der Zellen als auch quer durch die Membranen hindurch. Sie sind farblos, nur da, wo schwarze Flecke sich zeigen, sind sie dunkelbraun gefärbt und meist reich verästelt und mit einander verflochten. Das Mycelium wächst zumeist im Rindenkörper fort, von dort dringt es durch die Markstrahlen in den Holzkörper und verbreitet sich dort nach allen Seiten und weit rascher als in der Rinde. In der Rinde der zuerst befallenen Wurzel aufwärts fortwachsend und diese lösend, gelangt es in den Wurzelstoc und geht von hier aus nach unten auf alle andern bis dahin gesunden Wurzeln über, wodurch es den Tod des Baumes veranlaßt. Von dem in der Rinde wachsenden Mycel aus drängen sich zahlreiche Hyphen als ein Stützgewebe nach außen zwischen die Rindenschuppen, um die oben erwähnten Mycelhäute in den Holzfasern zu bilden. Im Holze aber erzeugt das Mycelium die als Rotfäule bezeichnete Zerfetzung. Das erste Stadium derselben, die schmutziggroße Farbe des Holzes, beruht auf der Bräunung des Inhaltes der Markstrahlen, in welchen zugleich etwa vorhandene Stärkekörner aufgelöst werden. Mit der Verzehrung des Markstrahlenthaltes schwindet die violette Farbe. Der durch weißgelbe, dann bräunlichgelbe Farbe charakterisierte nächste Zustand zeigt die Myceliumfäden in den Holzzellen mit viel reichlicher entwickelten Seitenästen, durch welche die Zellwände an zahllosen Stellen durchbohrt sind, sowohl durch die Tüpfel, als auch an andern Punkten. Wegen der geringeren Nahrung, die sie in den Holzzellen finden, sind die Hyphen dort nur an ihren wachsenden jungen Spitzen mit Protoplasma erfüllt, die älteren Teile derselben entleeren sich. Das Holz ist jetzt bereits chemisch verändert; aus der von R. Hartig mitgeteilten Analyse dieses Zerfetzungszustandes ergibt sich, daß das Holz spezifisch leichter geworden ist und die organische Substanz bei fast unverändertem Wasserstoffgehalte an Kohlenstoff relativ zugenommen hat. Im nächsten Stadium ist die chemische Veränderung in denselben Richtungen weiter fortgeschritten. In den weißen Flecken, die jetzt um die schwarzen Myceliumnester auftreten, bestehen die Membranen der Holzzellen nur noch aus reiner Cellulose (reagieren mit Chlorkalk violett), das Lignin ist aufgelöst oder umgewandelt, und zwar zuerst in den inneren Membranschichten, zuletzt in der äußeren primären Membran (Mittellamelle); letztere löst sich dann rasch vollständig auf, so daß die Holzzellen sich isolieren und auch ihre Tüpfel nicht mehr erkennen lassen. Außerhalb der weißen Flecken, in den bräunlichgelben Holzpartien, werden dagegen nur die inneren Membranschichten, nachdem sie sich in Cellulose umgewandelt, aufgelöst, die dünnen primären Membranen und die Tüpfel bleiben am längsten resistent. Da das Frühjahrsholz weniger lange widersteht als das meist mit Terpentin sich füllende Herbstholz, und von den weißen Flecken die Zerfetzung besonders nach oben und unten schneller sich verbreitet, so findet mehr ein Zerfallen des Holzes in lange Faserpartien statt.

Insektions-  
versuche.  
Wegenmaßregeln.

R. Hartig hat durch Insektionsversuche den Beweis geliefert, daß der Pilz die Ursache der Rotfäule ist. Er band ein mycelhaltiges frisches

Rindenstück auf die gesunde unverletzte Wurzel einer Kiefer und bedeckte die Wurzel wieder mit Erde; von der bezeichneten Stelle aus fand er das Mycelium in das Rindengewebe der Wurzel eingedrungen und durch die Markstrahlen in dem Holzkörper sich verbreiten. Von 6 etwa 2—3 m hohen Kiefern, die in dieser Weise infiziert wurden, starben 4 binnen 1½ Jahren unter allen Symptomen der Krankheit. Ferner hat H. Hartig in diesen Beständen die Infektion der Nachbarbäume durch das Mycelium unter der Erde verfolgt. Ausnahmslos erwiesen sich die dem Infektionsherde zugehörten Wurzeln als erkrankt, Kreuzungsstellen einer kranken mit einer gesunden Wurzel und namentlich Verwachsung der Wurzeln, wie dies im Boden häufig vorkommt, sind die Infektionspunkte. Im ersten Stadium zeigt sich der Parasit auf der gesunden Wurzel nur von der Berührungsstelle aus nach beiden Seiten hin auf geringe Entfernung verbreitet. Es beweist dies, daß der Pilz in der That primär, als Parasit auftritt, der Erkrankung des Baumes folgt. Die Sporen sind zwar sogleich nach der Reife keimfähig, doch ist es noch nicht gelungen aus ihnen die Entwicklung des Pilzes zu verfolgen. Meist treten anfänglich in dem Bestande, nachdem er vielleicht 50 Jahre und länger gesund geblieben ist, nur einige oder wenige erkrankte Stellen auf. Sobald aber einmal die erste Stelle sich etwas vergrößert hat, zeigen sich plötzlich an verschiedenen andern Punkten des Bestandes neue, wahrscheinlich infolge Verbreitung der Sporen der nun in größerer Anzahl vorhandenen Fruchträger. H. Hartig vermutet Verbreitung der Sporen besonders durch Mäuse. Hat die Krankheit diese Ausdehnung erreicht, so ist nichts mehr zu retten. Sind aber nur eine oder wenige Stellen infiziert, so ist nach H. Hartig ein wirksames Mittel, rings um die erkrankten Stellen Gräben zu ziehen. Diese müssen einen Spatenarm breit sein, und in ihnen müssen alle Wurzeln durchstoßen oder durchhauen werden. Diese Isoliergräben müssen auch die am Rande stehenden kranken Bäume mit umfassen, und wenn man in ihnen noch auf faule Wurzeln stößt, noch ein Stück tiefer in den Bestand hinein gelegt werden. Wegen der Schwierigkeit einer korrekten Ausführung des Verfahrens im großen glaubt jedoch H. Hartig jetzt Bedenken tragen zu müssen, dasselbe im wirtschaftlichen Betriebe noch weiter zu empfehlen<sup>1)</sup>. Zur Aufforstung der gerodeten Bestände ist womöglich Laubholz zu verwenden, da es gegen den Parasiten geschützt ist, an Stelle der zerstörten Kiefernbestände also Birke oder Kiefer; andernfalls aber sind die wieder angebauten Koniferen unter sorgfältiger Aufsicht zu halten, um etwaige Erkrankungen, die durch noch versetzte Pilzreste erfolgen sollten, rechtzeitig zu erkennen und solche Pflanzen zu entfernen. Auch tritt nach den Erfahrungen der Forstleute in mit Laubholz gemischten Beständen die Rotfäule gar nicht oder weit weniger auf, vermutlich weil das Laubholz unterirdisch mehr oder weniger isolierend wirkt.

2. *Trametes Pini* Fr. Diese Art kommt nach H. Hartig<sup>2)</sup> vorzugsweise auf der Kiefer, demnächst auf Föhren und auf Buchen, am seltensten auf Buchen vor und unterscheidet sich von der vorigen schon darin, daß sie nicht Wurzeln, sondern Äste, besonders Astbrüche bewohnt. Der Parasit erzeugt hier ebenfalls eine Art Rotfäule, die auch als Ringfäule,

Ringfäule der Kiefer u. durch *Trametes Pini*.

<sup>1)</sup> Lehrbuch der Baumkrankheiten, 2. Aufl., pag. 164.

<sup>2)</sup> Wichtige Krankheiten der Waldbäume. Berlin 1874, pag. 47 ff. und Beschreibungsercheinungen des Holzes. Berlin 1878, pag. 22 ff.

Frank, Die Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. II.

Kernschale oder Kernschale bezeichnet wird. Seine Fruchtkörper erscheinen als sogenannter „Schwamm“ auf den Ästen und Stämmen; man spricht dann von „Schwammbäumen“. Die Fruchtkörper sind sogenannte

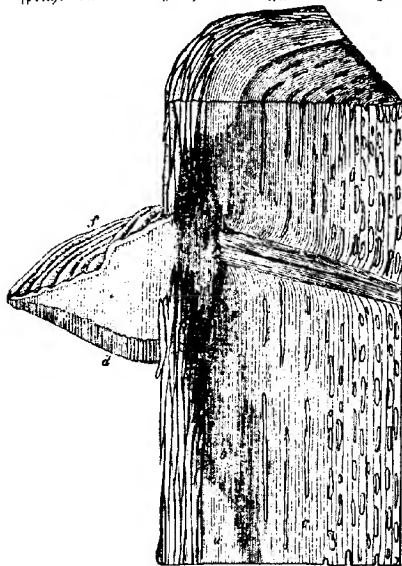


Fig. 44.

Kiefernstammstück mit einem durchschnittenen Fruchtkörper von *Trametes pini*, a gesundes Splintholz, b verkümmertes Holz in der Nähe des Fruchtkörpers, c zerfallenes Holz; f die gezonte Oberfläche des Fruchtkörpers; d das aus Röhren bestehende Hymenium an der Unterseite; e ältere Schichten des Hymeniums. R. Hartig.

Hyphen der Porenwände an der Spitze sich verlängern und dadurch das Wachstum der Poren in vertikaler Richtung vermitteln, wodurch der Fruchtkörper dicker wird.

Die Krankheit zeigt sich erst in einem gewissen höheren, ungefähr über 50 jährigem Alter des Baumes. Bodenbeschaffenheit und Klima haben keinen direkten Einfluß. Die Infektion geschieht an frischen, nicht alsbald verharzten Wundrücken; darum ist die Möglichkeit derselben erst von dem Alter an gegeben, wo diejenigen Wundrücke vorkommen, deren Wundfläche auch Kernholz zeigt, welches sich nicht oder nur schwach mit Harz überzieht. Auch weil die spröderen Äste in der Krone alter Kiefern leichter durch Sturm und Schnee gebrochen werden, als die jüngeren Pflanzen, sind ältere Bestände vorzugsweise gefährdet. Darum tritt der Parasit auch an Bestandesrändern und andern dem Sturme stärker exponierten Stellen

halbierte, d. h. stiellose und an dem einen Rande angewachsene, mit dem andern horizontal absteigende Hälften von polster- und tonförmiger Gestalt, 8–16 cm breit, bis 10 cm dick, einzeln oder zu mehreren dachziegelförmig übereinander; sie sind von vieljähriger Dauer (bis zu 50 Jahren), sehr hart, korkig-holzartig, braunschwarz, gezont und durch tiefe konzentrische Furchen uneben, höckerig und rissig, innen gelbbraun; die Sporen stehen unterseits, sind ziemlich groß, rundlich oder länglich, rötlich-gelb. Die Fruchträger vergrößern sich alljährlich: der horizontale Rand wächst um eine neue Zone, welche auf der Unterseite wieder Poren trägt; aber auch das ganze Hymenium setzt eine neue Schicht an, indem die

Verlauf und  
Symptome der  
Krankheit.

häufiger als im Innern der Bestände auf. Die vom infizierten Aste ausgegangene Krankheit zeigt sich zunächst im Holze des Baumes nach oben und unten in Form eines etwa fingerdicken, rotbraunen Längsstreifens, der im Querschnitt anfänglich nur eine kleine Stelle ist. Da das Mycelium mit Vorliebe in denselben Jahresringe bleibt, so schreitet auch die Fäulnis vorwiegend in peripherischer Richtung fort, und wenn sie nur erst wenige Jahresringbreiten umfaßt, nimmt sie oft schon die halbe Peripherie ein oder bildet einen in sich geschlossenen Ring (Kingschale). Die Fäulnis verbreitet sich allmählich in der Querrichtung über einen großen Teil des Stammes mit Ausschluß der Splintschicht. Auf der Grenze des Splintes und des zersetzten Kernholzes bildet sich eine harzreiche Zone von rosentofter Farbe. Durch das Harz wird die Fäulnis aufgehalten. Bei der harzärmeren Tanne und Fichte fehlt diese Zone und der Pilz dringt deshalb hier bis zur Rinde vor. In dem rotbraun gefärbten Holze treten sehr bald unregelmäßig geförnte Löcher auf, die sich seitlich vergrößernd ineinanderfließen und eine vollständige Trennung zweier Jahresringe bewirken können. Es wird dabei das Holz in lange Fasern oder Blätter zerlegt, welche aus den widerstehenden harzreichen Herbstholzschnitten bestehen. Die Löcher zeigen teilweise eine weiße Pilzauskleidung. Bei Fichte und Lärche bilden sich weiße Flecken in dem zersetzten Holze, und in der Mitte derselben entstehen die Höhlungen. Selbst wenn die Fäulnis im Holze bis nahe zum Wurzelhals herabgeschritten ist, erhält die wenn auch dünne Splintschicht den Baum am Leben, er stirbt nicht durch Verrotten, sondern wird durch Sturm gebrochen.

In dem erkrankten Holze findet sich das Mycelium des Parasiten in Verhalten des Form spärlich septierter Fäden, welche innerhalb der Holz- und Markstrahl-Mycelium und zellen wachsen und stellenweise durch die Membranen in benachbarte Zellen der Fruchtträger übertreten. Sie bilden meist reichlich Seitendäste, welche die Seitenwände der Zellen an zahlreichen Punkten durchbohren; da sie meist kurz bleiben und bisweilen nicht bis in das Lumen der Nachbarzelle hineinwachsen, so haben sie einige Ähnlichkeit mit den Haustorien anderer Pilze. Mit fortschreitender Fäulnis entspringen von den dicken Hyphen auch feinere Hyphen. Bei der harzarmen Weißtanne wird der Entwicklung des Mycelium kein Hindernis bereitet; dasselbe durchzieht den ganzen Holzstamm, durchwächst auch die Rinde und tritt gleichmäßig auf einer großen Fläche hervor, wo es dann zur Bildung der Fruchtträger kommt. Bei der Fichte, Lärche und Nichte kann wegen der im Splint sich bildenden harzreichen Zone das Mycelium nur da nach außen dringen, wo ein nicht überwallter Wundstumpf eine Brücke aus dem Kernholz bildet. Das Mycel verbreitet sich dann bei der Fichte und Nichte auf eine bis handgroße Fläche, und wo es zwischen den Ferkelschuppen hervorstreckt, entsteht ein kleiner Fruchtträger, deren oft viele zu einem Überzuge verwachsen. Bei der Fichte aber verhindert die Verharzung der um den Wundstumpf liegenden Rinde die Ausbreitung des Myceliums, und es bildet sich nur von dem einen Punkte des Wundstumpes aus ein einziger, aber um so größerer Fruchtträger.

Die feineren Vorgänge bei der Fäulnis des Holzes zeigen sich zuerst in einer völligen Auflösung der Markstrahlen, die sich dann auf die angrenzenden Holzellen fortsetzt, wodurch die erwähnten Löcher entstehen. Die Veränderung in der Holzelle besteht darin, daß der Holzstoff extrahiert wird und seine Cellulose zurückbleibt, worauf die Mittellamelle sich vollständig auflöst, so daß die Holzellen sich isolieren.



Infektions-  
versuche.

R. Hartig senkte in Bohrlöcher gesunder Kiefern einen Span mycelhaltigen kranken Holzes und sah, vorausgesetzt, daß das Mycel noch lebend und das Bohrloch nicht übermäßig durch Terpentinerguß erfüllt war, das Mycelium und mit ihm die Krankheit in das Holz des Baumes sich verbreiten. Es gelang ihm auf diese Weise, schon 30 jährige Kiefern künstlich zu infizieren.

Gegenmaßregeln.

Die Gegenmaßregeln müssen darauf gerichtet sein, die Entstehung von Astwunden an älteren Bäumen zu verhüten. Das Aufkleben von Sporen ist durch Entfernung der mit Schwämmen behafteten Bäume zu verhüten. Die letzteren müssen noch in einem Zustande, wo das untere wertvolle Stammende gesund und nutzbar ist, gehauen werden.

## II. Polyporus Fr., Löcherpilz.

Polyporus.

Die Löcherpilze zeichnen sich durch das aus zahlreichen, verwachsenen, engen Röhren bestehende Hymenium aus, welches eine von der Substanz des Fruchtkörpers verschiedene, andersfarbige Schicht darstellt. Von den sehr zahlreichen Arten dieser Gattung wachsen nicht wenige an Nadel- und Laubbäumen, und sind wahrscheinlich in gleicher Weise wie andre Baumschwämme Parasiten und Erreger derselartigen Krankheiten, in deren Begleitung sie vorkommen.

Weißfäule der  
Weißtanne durch  
Polyporus  
fulvus.

1. *Polyporus fulvus* Scop., welcher nach R. Hartig<sup>1)</sup> im Kiefern- und Schwarzwalde eine Weißfäule der Weißtanne (*Abies pectinata*) veranlassen soll. Die Fruchtkörper kommen an Ästen und am Stamme hervor, ihre Form ist je nach der Anlagfläche sehr mannigfaltig: an horizontalen Ästen längs der Unterseite derselben oft in einer Erstreckung von 20 cm und mehr, an senkrechten Flächen konisförmig, halbkugelig und dreikantig. Sie sind von vieljähriger Dauer und harter, korkig-holziger Beschaffenheit; die Oberseite ist meist nicht deutlich gefurcht, sondern unregelmäßig buckelig, im allgemeinen glatt, gelb, später aschgrau; auf dem unteren Teile entwickeln sich die genau vertikal verlaufenden, ziemlich engen, zimtbraunen Porenkanäle, welche sich alljährlich verlängern, ohne jedoch dabei irgend welche Schichtung zu zeigen, und bis 3 cm lang werden. Das Innere ist löwengelb. Der Pilz soll vorzugsweise an den durch *Aecidium elatinum* (S. 209) entstandenen Krebsstellen sich ansiedeln, deren Holz, wenn es nur von jenem Parasiten bewohnt ist, gesund und fest, dagegen bei gleichzeitiger Anwesenheit des Löcherpilzes weißtaul sein soll. Von der Infektionsstelle aus verbreitet sich das Mycelium nicht bloß in der Längsrichtung, sondern auch durch alle Holzschichten und durch die Rinde bis nach außen, wo es die Fruchtkörper bildet. Das Holz wird an diesen Stellen mürbe wie lockere Pappe, von geringerem spezifischem Gewicht und von schmutzig hellgelber Farbe mit weißen Flecken, oft durch feine Linien vom gesunden Holz abgegrenzt. Sturm und Schneeanhang brechen die Stämme an der kranken Stelle. Das Mycelium im Holze besteht in den ersten Befruchtungsstadien aus sehr dicken, bräunlichgelben, reichlich septierten Hyphen, die oft traubenförmig gehäufte Seitenäste bilden oder sich unentwirrtbar daruförmig verschlingen, in späteren Befruchtungsstadien aber immer feinere und farblose Hyphen treiben; zuletzt besteht das Mycelium nur aus einem äußerst zarten

<sup>1)</sup> Befruchtungserscheinungen des Holzes, pag. 40 ff.

farblosen, reichverzweigten Hyphengeflecht. Die Zersetzung des Holzes zeigt zunächst Aufzehrung des Inhaltes der Marktrahzellen und stellenweise in deren Wandungen auftretende Löcher, dann Auflösung zuerst der primären Membran, danach der mittleren und inneren Schale der Holzzelehäute.

2. *Polyporus vaporarius* Fr., verursacht nach R. Hartig<sup>1)</sup> an Nadeln und vornehmlich an Kiefern, besonders in älteren Beständen, eine von den Wurzeln, aber auch von oberirdischen Wunden (Zehälstellen, Rindbrüche) ausgehende Zersetzungsercheinung des Holzes, wobei dasselbe zunächst sich hellbraun, bald darauf dunkel rotbraun färbt und eine auf fallende Volumenverminderung erfährt, welche Veranlassung zu vertikalen und horizontalen Rissen und Sprüngen giebt, durch die das Holz in rechteckige Stücke zerfällt; dasselbe ist sehr leicht und trocken, zwischen den Fingern zu Pulver zerreibbar, geruchlos. Äußerlich zwischen den Spalten des Holzes und zwischen Rinde und Holz vegetiert das Mycelium, in Holzspalten eine zarte, lockere, weiße Wolle, zwischen der getöteten Rinde und dem Holze eigentümliche schneeweiße, vielverästelte und anastomosierende, den Rhizomorphen ähnliche Stränge bildend. Nur selten erscheinen in den Spalten oder unter der Rinde auf der Außenfläche des Holzes die Fruchtträger, die bei diesem Pilz nur dünne haut- oder fruchtförmige, selten bis zu 5 mm dicke, fest aufgewachsene, weiße oder gelblichweiße Ausbreitungen, sogenannte umgewendete Hüte darstellen, deren freie Seite mit der Porenschicht bedeckt ist. Die Stiele erreichen 3—5 mm Länge, stehen vertikal, daher sie an den meist auf vertikalen Flächen sitzenden Fruchtträgern oft bis zur Hälfte offen sind und langgezogene Ründungen haben. Der Pilz kommt auch am Bauholz in den Gebäuden vor und wird hier leicht mit dem Hausschwamm verwechselt, der durch mehr aschgraue Farbe seiner Mycelbildungen sich unterscheidet.

*Polyporus vaporarius* an Nadeln und Kiefern.

3. *Polyporus mollis* Fr., von R. Hartig<sup>2)</sup> einige Male an Kiefern beobachtet in Begleitung einer Krankheit, die mit der vorigen große Ähnlichkeit hatte. Der Unterschied besteht in dem Fehlen der dort vorkommenden Mycelstränge und wolkenartigen Mycelausfüllungen; vielmehr sind die Mycelfrüsten freideartig, wegen der großen Menge an Harz, die sich an den Hyphen ablagert; auch zeichnete sich das zeretzte Holz durch intensiven Terpentin geruch aus. An dem rotbraunen Holz entstehen in feuchter Luft die Fruchtträger als verschieden große, rotbraune Polster, deren bisweilen mehrere zusammenfließen, bald mehr wie eine niedrige Kruste, bald wie eine Kaulose oder ein schirmförmiger Hut mit mehr oder minder centralelem Stiele. Sie haben eine weiche, fleischig faserige Beschaffenheit, zottig behaarte Oberflüche, innen rotbräunliche Farbe, etwa 5 mm lange, gelblichgrüne, bei Berührung sich rosafärbende Poren und nur kurze, wenigmonatliche Dauer. Im Innern durchziehen Myceliumfäden die Holzellen in horizontaler und vertikaler Richtung, Höhlen und Membranen durchbohrend. Letztere zeigen zahlreiche spiralförmige Streifen und Spalten, die zum Teil von den Pilzbohrern ihren Ausgang nehmen.

*Polyporus mollis* an Kiefern.

4. *Polyporus borealis* Fr. Dieser Schwamm kommt nach R. Hartig<sup>3)</sup> an der Nichte im Harz, um München, in den bayerischen und

*Polyporus borealis* an Fichtenstämmen.

<sup>1)</sup> l. c., pag. 45 ff.

<sup>2)</sup> l. c., pag. 49 ff.

<sup>3)</sup> l. c., pag. 54 ff.

und salzburger Alpen vor und bewirkt eine Art Weißfäule, die von oberirdischen Rindflächen ausgehend über einen großen Teil des Bauminneen sich verbreiten. Die Grenze zwischen dem gesunden und dem kranken Holze ist durch eine dunkler gelbbraun gefärbte Linie bezeichnet; das kranke Holz selbst hat hell bräunlichgelbe Färbung. Etwas von jener Grenze entfernt treten schwärzliche Flecke auf, und zugleich mit ihnen zunächst im Frühjahrs-holze jedes Jahresringes in Abständen von  $1-1\frac{1}{2}$  mm übereinander horizontal verlaufende, von weißem Mycel erfüllte Unterbrechungen des Holzes; in der Tangentialrichtung erstrecken sie sich oft 3–5 cm weit. Das Holz zerbricht dabei sehr leicht in kleine, würfelige Stücke. Aus dem gefällten Holze wuchert das Mycel leicht hervor, und hier bilden sich auch die Fruchtträger. Diese sind frisch sehr saftreich, schön weiß, bald konsolenförmig oder mit angedeutetem seitlichen Stiel, 6–7 cm breit; auf der Oberseite zottig behaart ohne konzentrische Furchen; die weißen Poren in der Mitte bis 1 cm lang. An der Grenze des kranken Holzes sind die Mycelhöden reich verästelt, sehr dick und gelb gefärbt, besonders in den Markstrahlzellen. Darauf schwindet die Gelbfärbung des Mycels; an den schwärzlichen Stellen haben die Mycelhöden eine dunkelbraune Färbung angenommen. Dieselben sterben bald ab und verschwinden. Die Auflösung der horizontalen Partien des Holzes rührt her von der Neigung des Mycelsums, vorwiegend in horizontaler Richtung zu wachsen, die Wandungen zu durchbohren und aufzulösen; zunächst ist es das Mycel der Markstrahlen, welches die Auflösung in dieser Richtung herbeiführt. Warum dies nur Markstrahlen in bestimmten Abständen sind, ist unerklärt. Mit zunehmender Ferkung entspringen aus den Mycelhöden immer zartere Hyphen; zuletzt füllen die letzteren wie eine Wolke die Organe aus, nehmen aber wieder dickere Hyphenform an, wenn sie ins Freie treten. Die Membranen werden allmählich von innen nach außen, nach vorheriger Umwandlung in Cellulose, aufgelöst.

Rotfäule der  
Laubholzer durch  
*Polyporus*  
*sulphureus*.

3. *Polyporus sulphureus* Fr., ein auf verschiedenen Laubhölzern, nämlich auf Eiche, Buchbäumen, Föhnbäumen, Kirschbäumen, Baumweiden, Silberpappeln, Erlen und Robinien, desgleichen auch an der Rinde beobachteter Parasit, welcher nach M. Hartig<sup>1)</sup> eine Rotfäule hervorruft. Der Ausgangspunkt derselben ist ein oberirdischer Stammstiel, fast immer ein Ast. Wo durch Zusammentrocknen der abgestorbenen Rinde oder aus anderer Veranlassung ein Spalt sich bildet, wächst das Mycel hervor, und es erscheinen an solchen Stellen alljährlich aufs neue die durch ihre Größe auffallenden, meist zahlreich übereinanderstehenden, hell rötlichschwefelgelben Fruchtträger, welche halbierte, seitlich angewachsene, meist horizontale, bis 20 cm breite, 2–3 cm dicke Hüte darstellen, mit welliger, glatter, glanzloser Oberseite; das Innere ist rein weiß, von käseartiger Beschaffenheit, die Poren stehen unterseits, sind eng, etwa 1 cm lang, schwefelgelb. Das Holz erhält zuerst fleischrote Farbe, die dann in eine hellrotbraune übergeht; noch in ganz festem Zustande zeigt es die großen Gefäße mit weißer Füllmasse erfüllt, daher auf dem Querschnitte helle Punkte, auf den Längsschnitte feine weiße Linien. Mit zunehmender Ferkung wird das Holz leichter und trockner und bekommt infolge der Volumenverminderung zahlreiche, rechtwinklig aneinandersiehende, radial und tangential verlaufende

<sup>1)</sup> l. c., pag. 110 ff.

Risse, die ebenfalls mit großen, dicken, weißen Pilzhäuten erfüllt sind. Das Holz wird wie mürber Torf zerreibbar, zerfällt in Stücken, und der Stamm wird hohl. Außer in den Gefäßen und Holzspalten findet sich Mycelium, wiewohl spärlich, in den Holzzellen, und zwar reichlicher in dem eben erkrankten, als in dem bereits stark zerlegten Holze. Es sind farblose, die Wandungen durchbohrende, reichlich verästelte Hyphen, denjenigen gleich, welche die Gefäße und Spalten ausfüllen. Die Zersetzung beginnt mit einer Bräunung der Membranen und des Zellinhaltes und Erfüllung der Holzzellen mit brauner Flüssigkeit, wobei etwa vorhandene Stärkekörner aufgelöst werden. In den Verbindungswänden der Holzzellen tritt eine bis zur Bildung von Spalten sich steigende spiralförmige Streifung ein, und es werden dieselben immer gallertartiger und zuletzt ganz aufgelöst. Die chemische Analyse von Pilzmasse befreiten, stark zerlegten Holzes zeigte eine auffallende prozentische Vermehrung des Kohlenstoffs und Verminderung des Sauerstoffs. In dem stark zerlegten Eichenholze bilden sich an den in den Holzzellen wachsenden Mycelfäden oft zahlreiche, kugelige, farblose Chlamydosporen.

6. *Polyporus igniarius* Fr. Der Weiden schwamm. Dieser allbekannte, auch mit dem Namen falscher Fenchschwamm bezeichnete, an den Stämmen verschiedener Laubbölzer, besonders der Weiden und Pappeln, auch der Eichen, Rothbuchen und Weißbuchen, und sehr häufig an den Obstbäumen vorkommende Pilz ist nach H. Hartig's<sup>1)</sup> Untersuchungen ein wahrer Parasit, welcher das lebende Holz befallt und zerstört und als der gefährlichste Holzparasit der Obstbäume zu betrachten ist. Die harten, bis 0,4 m großen, sehr verschieden gestalteten, bald fast halbkugeligen, bald mehr dreieckig hüftförmigen, seitlich angewachsenen Fruchtträger sind von vieljähriger Dauer und vergrößern sich alljährlich um eine neue Schicht. Die glanzlose, graue oder schwärzliche Oberseite ist durch ihre meist durch Furchung deutlich abgesetzten konzentrischen Zonen ausgezeichnet, auch oft mit zahlreichen Rissen versehen, am jungen Rande sehr fein sammetartig rostbraun. Die poröse Unterseite ist ebenfalls rost- oder zimtbraun. Nahe dem Rande bilden sich in dem Maße, als dieser wächst, neue Poren, anfänglich in Form kleiner Grübchen. Die Kanäle wachsen auch in lotrechter Richtung, wodurch alljährlich eine neue Zone auf der Porenschicht hinzukommt.

Nach den von H. Hartig an der Eiche angestellten Untersuchungen beginnt die Krankheit an Wundstellen des oberirdischen Stammes und verbreitet sich mit dem Mycelium zunächst im Splint und Rast in vertikaler, und von da aus in horizontaler Richtung nach dem Kernholz. Überall bringt das Mycelium zunächst eine Bräunung des Holzes hervor, die auf einer Erfüllung der Zellen mit brauner Flüssigkeit beruht, darauf folgt nach Aufzehrung des Zellinhaltes der Holzelemente rasch eine gelblichweiße Farbe. Diese Weißfäule ist der charakteristische Zersetzungsstand des Holzes bei diesem Pilze. Überall ist daher die weißfäule Partie nach dem gesunden Holze hin von einem braunen Rande eingefaßt. Das weißfäule Holz zeichnet sich durch große Leichtigkeit, Weichheit und ziemliche Trockenheit aus. Das Mycelium dringt zuerst in den Gefäßen vorwärts und verbreitet sich von diesen aus seitlich, besonders durch die Markstrahlen, deren

Weißfäule  
der Weiden  
und anderer  
Laubbölzer durch  
*Polyporus*  
*igniarius*.

<sup>1)</sup> l. c. pag. 114 ff.

Zellinhalt es verzehrt und in denen es vielverästelte, farblose, protoplasmareiche, stellenweise septierte, oft in verschlungenen Windungen den ganzen Innenraum der Zellen ausfüllende Hyphen bildet. Im weiteren Fäulungsstadium treten feinere Mycelhyphen auf, welche zu einem unentwirrbaren feinen Filz sich verflechten, bei Luftzutritt aber wieder kräftiger werden. Vom Splint aus geht das Mycel auch ins Rindengewebe, wo es zu einer braunen Pilzmasse erstarbt, und auch nach außen, um zwischen den Borst-rissen, also ohne daß dazu eine Wundstelle nötig wäre, frei hervorzutreten und die Anfänge von Fruchtträgern zu entwickeln. In dem weißfaulen Fäulungszustand sind die Verdichtungsschichten der Holzzellen in Cellulose umgewandelt, mehr oder minder von der primären Membran abgelöst, spiralförmig gespalten und schwinden allmählich; gleichzeitig werden auch etwa vorhandene Stärkekörner aufgelöst.

*Polyporus dryadeus* auf Eichen.

7. *Polyporus dryadeus* Fr., von R. Hartig<sup>1)</sup> auf Eichen beobachtet, soll eine von den Ästen ausgehende Fäulung verursachen, die zunächst in einer Braunfärbung des Holzes besteht, zu welcher dann längliche, teils gelbe, teils rein weiße Flecke und Strichelchen treten, wobei es aber charakteristisch ist, daß bis zum letzten Fäulungsstadium auch noch größere und kleinere Teile des Holzes fest und von der ursprünglichen braunen Kernholzfärbung bleiben. In den weißfaulen Flecken sind die Holzelemente in Cellulose umgewandelt und werden aufgelöst; die dadurch entstehenden Höhlungen, sowie besonders die Gefäße erfüllen sich mit weißen, lockeren Mycelmassen; auch stellt sich auf Tangentialflächen eine reichliche Mycelbildung in dünnen Häuten ein. Stellenweise bilden sich im kranken Holze auch zimtbraune Flecken; und in der Nähe einer äußeren Wundfläche (bei Luftzutritt), wo auch die Fruchtkörper sich entwickeln, nehmen die von Mycel ausgefüllten Stellen zimtbraune Färbung an, weil das Mycel hier aus braungefärbten, sehr dickwandigen Fäden besteht; doch verlaufen auch hier noch in der braunen Masse zarte Stränge weißen Mycels. Die selten sich bildenden, bis 25 cm breiten Fruchtträger haben hufsförmige Gestalt und sind von kurzer Dauer. Die Fäulung des Holzes in den gelben Partien besteht in einer allmählichen Auflösung der Membranen von innen nach außen ohne vorherige Umwandlung in Cellulose, während in den weißen Flecken die Membranen zuerst die Cellulosereaktion annehmen und dann gelöst werden. Auffallend ist dabei die starke Vergrößerung der Bohrstellen, welche die Mycelfäden in den Membranen hervorgerufen haben. Wenn dieser Pilz mit dem vorigen gleichzeitig in einer Eiche sich ausbreitet, so entsteht nach R. Hartig<sup>2)</sup> auf der Grenze eine gelblich-weiße Färbung des Holzes und sämtliche größere Markstrahlen stellen schneeweisse Bänder dar, weil sie aus völlig unveränderten Stärkekörnern bestehen, während die Zellmembranen fast völlig aufgelöst oder in Cellulose umgewandelt sind.

*Polyporus fomentarius*, Zunderschwamm an Buchen und Eichen.

8. *Polyporus fomentarius* Fr., der Zunderschwamm, an Korbuchen und Eichen, mit dreieckig polsterförmigen, im Umfange halbkreisförmigen, unterseits flachen Fruchtkörpern, die oberseits konzentrisch gestrichelt, anfangs weißfarbig, dann grau sind, eine dicke, sehr harte Rinne und unterseits sehr lange, kleine, deutlich geschichtete Poren haben, die anfangs grau

<sup>1)</sup> l. c. pag. 124.

<sup>2)</sup> Lehrbuch der Baumkrankheiten. 2. Aufl., pag. 174.

grünlich bereift, später rötlichfarbig find. Der Pilz bewirkt nach Kofstrup<sup>1)</sup> eine Weißfäule; sein Mycelium entwickelt sich oft fupplig in Spalten des zerföhrten Holzes in Form von starken Hüten oder Lappen; dabei wird das Holz in radialer und tangentialer Richtung zerklüftet und zerfpringt zuletzt leicht in parallelepipedifche Stücke.

9. *Polyporus betulinus* Fr., der Birkenfchwamm, an Birken, mit Fruchtträgern, die zuerst in ungefähr halbkugelförmiger Geftalt an der Rinde zum Vorfchein kommen, dann halbkreisförmig hufförmige Geftalt annehmen, am Rande ftumpf, hinten fehr kurz ftielartig verfmälert, von fortkartiger Subftanz, faßl, ohne Zonen, graubraun und unterfeits weiß find. Das Mycelium bringt eine Rotfäule des Holzes hervor<sup>2)</sup>.

*Polyporus betulinus* an Birken.

10. *Polyporus laevigatus* soll nach Mayr<sup>3)</sup> an Birken eine Weißfäule veranlaffen. Seine Fruchtkörper bilden eine der Rinde aufliegende dunkelbraune Kruste.

*Polyporus laevigatus* an Birken.

11. *Polyporus Schweinitzii* Fr., an Kiefern, Weymouthskiefern und Lärchen<sup>4)</sup>, mit großen meist trichterförmigen, kurzgeftielten, einzeln oder dachziegelförmig wachsenden, fchwammigfortigen, füzigen, braungelben, später faftanienbraunen Fruchtkörpern mit grünlichgelben Poren.

*Polyporus Schweinitzii* an Kiefern u.

### III. *Daedalea Pers.*

Das Hymenium diefer Schwämme befteht ebenfalls aus Poren, welche aber mehr weit und gewunden, labyrinthartig erfcheinen. Die Subftanz des Hutes erftreckt fich unverändert zwifchen die Poren herab. Die Hüte find dauerhaft, von forlig lederartiger Befchaffenheit.

*Daedalea.*

*Daedalea quercina Pers.* Diefer Schwamm bildet meist halbkugelförmige, blaß holzfarbige, fahle Konsole meist an alten Eichenftöcken fowie an bearbeitetem Eichenholze. K. Hartig<sup>1)</sup> hat aber den Pilz auch an Abwunden älterer Eichen beobachtet und vermutet daher in ihm ebenfalls einen Parasiten. Bei der Befetzung durch diefen Schwamm werde das Eichenholz graubraun gefärbt.

An Eichen.

### IV. *Hydnum L., Stachelfchwamm.*

Die Stachelfchwämme haben ein aus vielen ftachelförmigen Fortfätzen beftehendes Hymenium. Eine Anzahl Arten derfelben wächfen an Baumftämmen und Stöcken, und einige wenige von diefen find ebenfalls als Urheber parafitärer Krankheiten bezeichnet worden.

*Hydnum.*

1. *Hydnum diversidens* Fr. Die faftigen, gelblichweißen Fruchtträger bilden fich an Wundstellen des Holzkörpers und an der Rinde völlig zerlegter Äfte, es find meist dachziegelförmig übereinander ftehende, ftiellofe, halbkugelförmige, feitlich angewachzene Hüte, welche das aus ungleichlangen Stacheln

Weißfäule der Eichen und Buchen durch *Hydnum diversidens*.

<sup>1)</sup> Fortsaatte Undersogelser et. Kopenhagen 1883, pag. 238.

<sup>2)</sup> Vergl. G. Mayr, Botanifches Centralbl. 1885 und Kofstrup, l. c., pag. 242.

<sup>3)</sup> Vergl. Magnus, botan. Centralbl. XX. 1884, pag. 182.

<sup>4)</sup> Lehrbuch der Baumkrankheiten. 2. Aufl., pag. 178.

bestehende Hymentium auf der Unterseite tragen oder auch umgewendete Hüte, welche ganz aufgewachsen sind und mit der hymeniumtragenden Seite frei liegen. R. Hartig<sup>1)</sup> fand den Pilz an etwa 80jährigen Eichen und Buchen, wo er eine von dem infizierten Aste aus im Stamme auf- und abwärts steigende Weißfäule zur Folge hatte. Eine rotbraune Färbung bezeichnet die Grenze des gesunden und kranken Holzes; sie ist hervorgerufen durch Bräunung des Inhaltes der parenchymatischen Zellen, wobei Aufzehrung des Stärkemehls stattgefunden hat. Die Farbe ändert sich dann rasch in eine graugelbe, die zuerst im Frühjahrsholz der Jahresringe beginnt. Dann tritt an die Stelle des Frühjahrsholzes ein weißes, verfilztes Mycel, etwa 1 mm starke Pilzhäute bildend. Das graugelbe Holz ist sehr leicht, mürbe, leicht zerbrechlich. Die Mycelfäden durchbohren hier die Holz Zellwände meist rechtwinklig; die Bohrlöcher erweitern sich trichterförmig. Die Verdichtungsschichten heben sich von der primären Membran ab, verwandeln sich gallertartig und werden allmählich gelöst; zuletzt schwinden auch die primären Membranen, wobei das Mycel die erwähnte üppige Entwicklung annimmt. Die Membranen zeigen dabei keine Cellulose-reaktion.

Hydnum  
Schiedermayri  
an Apfelbäumen.

2. *Hydnum Schiedermayri* *Heuß.*, an Apfelbäumen, nach Thümen<sup>2)</sup> in Böhmen, Schlesien, Ungarn, Krain, Slavonien u., jedoch verhältnismäßig selten auftretend, aber als Parasit den Bäumen verderblich. Der Pilz bildet unregelmäßig höckerig knollige Massen bis zu über 50 cm im Durchmesser, von weichfleischiger Beschaffenheit und schön schwefelgelber Farbe, die Oberfläche ist dicht mit hängenden, schwefelgelben 0,5 bis 2 cm langen weichen Stacheln besetzt. Das Mycelium durchzieht das Holz und verleiht ihm eine grünlich-hellgelbe Farbe, weiche, zerreibliche Beschaffenheit und einen Anisgeruch, der auch für den ganzen Pilz charakteristisch ist.

#### V. *Telephora Ehrh.*, *Marzenschwamm.*

*Telephora.*

Die lederartigen, verschieden gestalteten Fruchtkörper dieser Pilze zeichnen sich durch ihr glattes (weder mit Vertiefungen, noch mit Vorsprüngen versehenes) Hymenium aus, welches der Substanz des Fruchtkörpers unmittelbar aufgewachsen ist. Die meisten Arten wachsen auf der Erde. Für uns kommt nur in Betracht:

Rebhuhn des  
Eichenholzes  
durch *Telephora*  
*perdix.*

1. *Telephora perdix* *R. Hart.* Nach R. Hartig<sup>3)</sup> ist dieser Pilz die Ursache eines Zerfressungsprozesses des Eichenholzes, der bei den Förstern Rebhuhn heißt, sich besonders häufig am unteren Stammende älterer Eichen zeigt und in einer dunkelrotbraunen Färbung des Holzes besteht, bald in mehr oder weniger geschlossenen Ringen, bald durchweg bis zur Splint-schicht, wobei auf dem dunkeln Grunde weiße Flecke in der verschiedensten Anordnung und Größe auftreten, die sich schnell zu scharf unregelmäßigen Höhlungen mit meist schneeweißen Wandbekleidung auflösen, deren Größe von der eines Borkenkäferganges bis zu dreifacher Größe variiert. Allmählich vergrößern sich die Höhlungen, während die dazwischen liegende Holz-

<sup>1)</sup> Zerfressungserscheinungen, pag. 124.

<sup>2)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 132. — Vergl. auch Schröter, die Pilze Schlesiens I, pag. 455.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 103 ff.

masse große Festigkeit behält. An der Grenze des gesunden und kranken Holzes sind farblose, wenig septierte, reich verästelte, dünnwandige Hyphen durch die Holzzellen und deren Membranen gewachsen. Besonders auffallend ist die bis zu den letzten Verzweigungsstadien und auch an dem die Höhlen erfüllenden Mycelium erkennbare, sehr ungleiche Stärke der Pilzhypphen und deren Äste. Aus dem zerfetzten Holze wächst das Mycelium hier und da auf die freie Oberfläche hervor, um eine dünne, bräunlichgelbe Schicht zu bilden von Stecknadelkopfgroße bis zu mehreren Centimeter Durchmesser, den Anfang eines Fruchtträgers. Auch im Innern der Höhlungen können sich, wenn die Eiche schon mehr oder weniger hohl ist, Fruchtträger bilden. Diese stellen eine ausgebreitete, aufgewachsene Kruste dar, deren ganze freie Oberfläche mit der Hymeniumschicht bedeckt ist. Sie sind veretnierend und zeigen ein eigenartliches periodisches Wachstum, indem die Mehrzahl der vorher steril gebliebenen Basidien an der Spitze weiter wächst, um eine neue Hymeniumschicht über der alten zu bilden. Indem sich dies vielmal wiederholt, bekommt der Fruchtträger einen geschichteten Bau und allmählich nahezu halbkugelige Form.

Die braune Färbung des Holzes rührt von dem gebräunten Inhalt der parenchymatischen Zellen her, in denen das Stärkemehl zunächst unverändert bleibt. Dann heben sich die gebräunten Verdichtungsschichten von der primären Membran ab und lösen sich, nachdem die braune Farbe verschwunden ist, zugleich mit den Stärkekörnern auf. Die Membranen verwandeln sich bei der Entfärbung in Cellulose. Zuletzt schwinden auch die primären Membranen. Die schneeweiße Mycelbelleidung der Höhlen ändert sich später in eine gelblichweiße, wobei eine üppige Mycelentwicklung in allen Zellen stattfindet, deren Membranen an unzähligen Stellen von den Fäden durchreissen werden und sich auflösen, aber dabei keine chemische Veränderung erleiden.

2. *Thelephora laciniata* Pers. Die stiellosen, geknaut stehenden und mehr oder weniger zusammenfließenden, rostbraunen, am Rande zerklüftigen Fruchtträger dieser Pilze wachsen auf der Erde und an alten Baumstämmen, sind nicht eigentlich parasitisch, können aber den Bäumen zuweilen dadurch schädlich werden, daß sie sich auf nahe am Boden wachsende Äste oder auf junge 1- bis 2-jährige Pflanzen hinaufschleichen, sie ganz umwachsen und dadurch ersticken. Seltener ergreift der Pilz in dieser Weise Lauben, Weimuthstiefeln oder Rotbuchen<sup>1)</sup>.

*Thelephora laciniata* an Bäumen.

## VI. Stereum Pers.

Von der vorigen Gattung ist diese nur dadurch unterschieden, daß zwischen dem Hymenium und der Substanz des Fruchtkörpers eine faserige Zwischenschicht sich befindet. Von den vielen auf Baumstämmen wachsenden Arten ist bis jetzt folgende als Ursache einer Holzkrankheit bezeichnet worden.

Stereum.

*Stereum hirsutum* Fr. (*Telephora hirsuta* Willd.), ein ge- Monbringe und weichpfeifiges Holz der Eiche durch Stereum hirsutum.

<sup>1)</sup> Vergl. R. Hartig, Untersuchungen aus d. forstbot. Institut. I. 1880, pag. 164.



an der Seite ohne Stiel angewachsener, horizontaler, leberartiger Hüte mit rauh behaarter, undeutlich konzentrisch gezonter, graubrauner Oberseite und gelblicher, glatter und fahler Hymenialfläche. Nach R. Hartig<sup>1)</sup>, der das Vorkommen des Pilzes an Eichen untersucht, bringt derselbe im Holze eine dunkelbraune Färbung hervor, die im Querschnitt zunächst in der Breite mehrerer Jahresringe auftretend sogenannte Mondringe bildet; dann verfärbt sich die Mitte des braunen Mantels gelb oder schneeweiß, welchen Zustand man als gelb- und weißspießiges Holz bezeichnet. Häufig wird aber die ganze Holzmasse, besonders der innere Kern, auch Mitiumpilz, oder aber gleichmäßig das ganze Holz in dieser Weise zerlegt, wobei weißes Pilzmycel an die Stelle des Holzgewebes tritt. Die Markstrahlen beginnen diese Umwandlung zuerst. Das Mycelium zeichnet sich durch seine meist äußerst feinen, reich verästelten Hyphen aus. Der Auflösungsprozeß des Holzes ist wiederum von zweifacher Art: wo auf den braunen Zustand rasch der Schneeweiß folgt, besteht eine Entfärbung und Umwandlung aller Zellwände in Cellulose unter spät erfolgender Auflösung des Stärkemehls, dagegen in dem gelben Zerlegungszustande eine Auflösung der Zellwände vom Lumen aus, ohne vorherige Umwandlung in Cellulose und eine rasche Auflösung des Stärkemehls unter üppiger Entwicklung zarten Mycelpilzes.

### VII. Corticium Fr.

Corticium.

Der Fruchtkörper stellt eine auf der Unterlage aufgewachsene Haut dar, von unregelmäßigem Umriss, deren Oberfläche von der glatten, wachstartig weichen, in trockenem Zustande rissig zerteilten Hymeniumschicht bedeckt ist. Die meisten Arten wachsen auf faulen Ästen und Holz.

An Erlen, Eichen,  
Haseln.

*Corticium comedens* Fr. (*Thelephora decorticans* Pers.), wächst als ein fleischfarbiger, im Umfange weißflockiger, die Rinde endlich absprengender Schwamm auf toten Ästen von Erlen, Eichen und Haseln; Mostrup<sup>2)</sup> glaubt aber, daß er in geschlossenem unterdrücktem Stande auch primär als Parasit Erlen und Eichen befallen könne.

### VIII. Agaricus melleus Vahl.

Agaricus  
melleus an den  
Wurzeln der  
Nadelhölzer.

Die Fruchträger dieses unter dem Namen „Hallimasch“ bekannten essbaren Schwammes wachsen meist in Mehrzahl, selbst zu Hunderten am Grunde der Stämme oder an den Wurzeln der von dem Pilz getöteten Bäume oder in unmittelbarer Nähe derselben aus dem Boden heraus. Es sind 5–13 cm hohe 4–10 cm breite, ziemlich flache, in der Mitte gebuckelte Hüte mit langem, centralen, unten verdicktem Stiel, welcher in der Mitte einen häutigen Ring trägt (Fig. 45, 46). Die Oberfläche des Hutes ist hellbraun, in der Mitte dunkler, mit dunkelbraunen haarigen Schüppchen besetzt, der Stiel fleischig, massiv, blaß, bräunlich-gelb und ebenfalls schuppig, die Lamellen weißlich, mit dem Stiel zusammenhängend. Das unterirdische Mycelium dieses Pilzes befällt die lebenden Wurzeln aller Nadelhölzer und hat deren Tod zur Folge.

<sup>1)</sup> l. c. pag. 129 ff.

<sup>2)</sup> Fortsatte Undersogelser etc. Kopenhagen 1883, pag. 245.

H. Hartig<sup>1)</sup> hat nachgewiesen, daß *Agaricus melleus* die Ursache einer sehr verbreiteten, früher unter dem Namen Harzsticken, Harzüberfülle oder Erbkrebs bekannten Krankheit in den Nadelholzwäldungen ist. Zwischen dem 5. und 30jährigen, zuweilen auch noch in höherem Alter tritt plötzlich Absterben einzelner Pflanzen ein, das sich in den folgenden Jahren auch auf die Nachbarpflanzen erstreckt, so daß kleinere und größere Lücken in den Beständen entstehen. Die Krankheit ist beobachtet worden an allen europäischen Nadelholzbäumen, auch an den bei uns eingeführten amerikanischen und japanischen Koniferen; nach H. Hartig<sup>2)</sup> scheint der Pilz auch an *Prunus avium* und *domestica* parasitisch vorzukommen, saprophytisch aber tritt er nach demselben Autor nicht nur an toten Wurzeln und Stöcken sämtlicher Laub- und Nadelholzbäume auf, sondern auch an Laubholz, welches von diesen Bäumen stammt, besonders an Brücken, Wasserleitungen, in Bergwerken u. s. w. Früher glaubte man auch, daß der Pilz die Ursache der Wurzelfäule des Weinstocks sei, während hier nach H. Hartig ein anderer Pilz, nämlich *Dematophora necatrix* vorliegt. Indessen haben später die Beobachtungen Schneepfer<sup>3)</sup> und Dufour's<sup>4)</sup> gegen Hartig's Behauptung bewiesen, daß die Fruchtkörper von *Agaricus melleus* auch auf wurzelfaulen Reben auftreten.



Fig. 45.

**Agaricus melleus**, zahlreiche Fruchtkörper entspringen aus der Rinde des Wurzelstodes einer jungen durch den Pilz getödeten Kiefer. Die schwarzen Räden an den Wurzeln sind verästelte Rhizomorpha-Stränge. Verkleinert.

Nach H. Hartig.

Der in der lebenden Rinde der Wurzeln wachsende Pilz tötet dieselben, und es zeigt sich dann, wenigstens an den stärkeren Wurzeln und dem Wurzelstode, meist reichlicher Harzerguß, durch welchen die benachbarte Erde verklebt und an den Wurzeln festgehalten wird. Nach der Entfernung der Rinde sieht man das schneeröthliche Mycelium in Form von Häuten oder Lappen. In der Nähe der Wurzeln findet sich in der Erde meist noch eine

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1873, pag. 295. — Wichtige Krankheiten der Waldbäume, pag. 12 ff. — Zerkleinerungserscheinungen des Holzes, pag. 59 ff.

<sup>2)</sup> Lehrbuch der Baumkrankheiten, 2. Aufl., pag. 179.

<sup>3)</sup> Botan. Centralbl. XXVII. 1886, pag. 274.

<sup>4)</sup> Actes Soc. helvet. des sc. nat. Genf. 1886, pag. 80.

für diesen Pilz charakteristische Myceliumform, welche man als *Rhizomorpha* bezeichnet: das sind dünnen Wurzeln ähnliche, runde Stränge von dunkel-

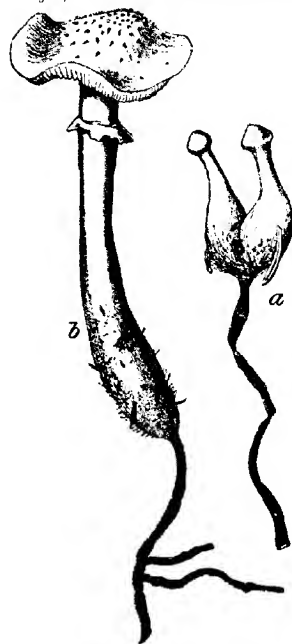


Fig. 46.

**Agaricus melleus**, a junge Fruchtkörper, b ein erwachsener Fruchtkörper, beide auf schwarzen Rhizomorpha-Strängen stehend, in natürlicher Größe.

brauner, innen weißer Farbe mit zahlreichen Verzweigungen (in dieser Form früher als *Rhizomorpha subterranea Pers.* bezeichnet). Die Rhizomorphen umflammern hier und da die Wurzeln, dringen in deren Rinde ein und wachsen zwischen Rinde und Holzkörper weiter in Gestalt mehr plattgedrückter bis bandförmiger, ebenfalls brauner Stränge, welche zahlreiche, rechtwinklig abgehende, dünnere Zweige aussenden (diese Form früher *Rhizomorpha subcorticalis Pers.* oder *Rhizomorpha fragilis Koth* genannt), gehen hier aber auch oft fächerförmig sich verbreitend in das schneeweiße, hautartige Mycelium über. Am Wurzelstode oder an einzelnen Punkten der oberflächlich streichenden Wurzeln entwickeln sich die oben beschriebenen Hüte des Hallimasch; sie entspringen hier von dem zwischen den Rindenrißen hautartig ausgebreiteten Mycelium. Aber auch aus den runden Rhizomorphensträngen, welche von der Pflanze aus die Erde durchziehen, können Fruchtkörper entspringen; selbst noch an Fruchtkägern, die in 0,3 m Entfernung von der Pflanze standen, ließ sich die Verbindung durch einen Rhizomorphenstrang beim sorgfältigen Ausgraben nachweisen. Der Tod der Wurzeln führt rasch das Dürwerden und Absterben des ganzen Baumes herbei, und darin zeigt die Krankheit eine Ähnlichkeit mit der ersten Wurzel-

fäule (Band I, S. 260), so daß man sie wohl auch mit diesem Namen bezeichnet hat, doch unterscheidet sie sich schon darin, daß bei ihr die Bäume dürr werden, bei jener noch lebend umfallen.

Verhalten des  
Myceliums und  
Wirkung des-  
selben auf die  
Pflanze.

Das Mycelium wächst in der lebenden Rinde von den Wurzeln aus im Stamm aufwärts so lange, bis das inzwischen eintretende Dürwerden des Baumes auch das Vertrocknen der Rinde zur Folge hat. Darum gelangt es an jungen Pflanzen nicht weit über die Wurzeln, an älteren Bäumen aber bisweilen bis zu einer Höhe von 2–3 m. Außerdem wächst das Mycelium aber auch in den Holzkörper hinein und bewirkt an den Wurzeln und unteren Stammteilen vor und nach deren Tode einen Fäulungsprozeß des Holzkörpers, der ebenfalls von R. Hartig an der Fichte untersucht worden ist. Die Randhypphen der *Rhizomorpha subcorticalis*

gelangen aus dem Basse in den Holzkörper entweder durch die Markstrahlen oder auch durch unmittelbares Eindringen in die Wandungen der Holzfaser. Wenn durch das Vertrocknen der Rinde dem Aufwärtswachsen der Myceliumhäute ein Ziel gesetzt ist, so entwickeln sich in dem zwischen der vertrockneten Rinde und dem Holze gebildeten Raume zahlreiche, runde, schwarzbraune, der *Rhizomorpha subterranea* entsprechende Stränge und wachsen der Oberfläche des Holzes innig angeschmiegt noch weit am Baume empor, den Holzkörper mit einem regellosen Netzwerk umspinnend. Auch von diesen Rhizomorphensträngen dringen zahlreiche Hyphen, die aus der äußeren Rinde derselben entspringen, in der eben bezeichneten Weise in den Holzkörper ein. Hier verbreiten sie sich besonders in den Harzkanälen reich und zerstören das angrenzende Holzparenchym, wodurch sie Harzausfluß (Harztiden) veranlassen. Da, wo ein Rhizomorphenstrang dem Holze anliegt, färbt dieses sich braun, und die Färbung rückt als feine, dunkle Linie tiefer in das Innere des Holzes, oft im Holzquerschnitt ein Dreieck bildend, dessen Basis in der Oberfläche liegt. Sind Pilzhäute um die ganze Oberfläche des Holzkörpers gelagert, so dringt die schwarze Linie gleichmäßig in das Innere vor. Ist läuft sie auch in unregelmäßigen Linien durch das Holz. Derjenige Teil des Holzkörpers, welcher zwischen der schwarzen Linie und der Oberfläche liegt, ist von schmutzig gelber Farbe, sehr weich und mürbe. Diese Färbung wird durch die im Holze verbreiteten Mycelfäden bewirkt. Das zuerst vordringende Mycel in den Markstrahlen und den angrenzenden Holzfaser ist einfach fädig, spärlich septiert und treibt zahlreiche zarte Seitenhyphen, welche rechtwinklig die Membranen durchbohren. Wo eine Hyphe an der Holzmembran anliegt, frisst sie nicht selten unter sich ein Loch in die Wand. Im dickwandigen Herbstholze, und zwar seltener bei der Nichte als bei der Kiefer, bohren die Fäden sowohl horizontale als auch lotrechte Kanäle in den Wandungen. Die schwarzen Linien werden dadurch gebildet, daß in den dort befindlichen Holzzellen die Mycelhyphen blasenförmige Anschwellungen bilden, die in der Regel das ganze Innere der Zelle als blasig schaumige Zellgewebsmasse ausfüllen und braun gefärbt sind. Mit dem Absterben und Schrumpfen des blasigen Myceliums schwindet die Färbung, und einfache, dünne Hyphen treten an die Stelle. Das Holz ist dadurch in den weichen Färbungszustand übergegangen: seine Membranen zeigen die Reaktion reiner Cellulose und sind von innen nach außen allmählich dünner geworden, die Bohrlöcher der Mycelfäden erweitert. Endlich löst sich auch die äußere primäre Membran und mit ihr verschwindet der Lapis.

An oberirdischen Baumteilen dringt, wegen des Trockenwerdens des Baumes, das Mycelium und der Färbungsprozeß vielleicht kaum tiefer als 10 cm nach innen. An Wurzeln und Wurzelscheiden aber findet der Pilz die Bedingungen zu einer üppigen Entwicklung auf eine größere Reihe von Jahren, und H. Hartig hat nicht nur gesehen, daß in der Nähe von durch den Parasiten getöteten älteren Kiefern noch nach 5 Jahren die Fruchtträger aus dem Boden hervorkommen, sondern er hat auch nachgewiesen, daß der Pilz unter diesen Umständen auch als Saprophyt auftritt, der in den völlig abgestorbenen und in Wund- und Wurzelsäule (Band I, S. 260) übergegangenen Baumteilen neben andern Rhizomycelien an der Färbung des Holzes sich beteiligt.

Der Nachweis des echten Parasitismus des *Agaricus melleus* ist durch H. Hartig's Beobachtungen erbracht, welche den aufsteigenden Charakter

Aufsteigender  
Charakter.

Krankheit bekräftigt haben. Dieselbe verbreitet sich in den Beständen von gewissen Punkten aus im Laufe der Jahre radial nach außen. Die Pilzbildung an den Wurzeln geht dem Erkranken der Pflanze voran, und es läßt sich beobachten, wie gesunde Bäume von benachbarten kranken infiziert werden. In gemischten Beständen können Kiefern Fichten und umgekehrt anstecken. Andererseits hat Brefeld<sup>1)</sup> durch künstliche Kulturen auf Pflanzen decoct und Brotrinde die Sporen des Pilzes zur Keimung, zur Bildung des Myceliums und der charakteristischen Rhizomorphenstränge bringen können, wodurch ebenfalls der Beweis geliefert wird, daß die Rhizomorphie in den Entwicklungsstadien dieses Pilzes gehört.

Gegenmaßregeln.

Die Maßregeln gegen die Krankheit sind dieselben wie die gegen *Trametes radiciperda*, wegen der ganz analogen Lebensweise des Pilzes; also Ziehung von Isoliergräben rings um die erkrankten Plätze, um die unterirdische Infektion gesunder Bäume zu verhüten, und Ausrodung nicht nur der erst kürzlich getödeten, sondern auch der schon längere Zeit abgestorbenen Wurzeln und Stöcke, weil der Pilz an diesen als Saprophyt noch lange fortlebt; auch wird die zeitige Entfernung der jungen Fruchtträger der Verbreitung des Pilzes entgegen wirken.

### IX. Die Agaricineen der Heckenringe.

Heckenringe.

Unter Heckenringen auf Wiesen und Grasplätzen versteht man das Auftreten ungefähr kreisrunder Stellen, die bis zu 16 m Durchmesser erreichen können, um welche sich ein freudig grüner Ring herumzieht, der von einem äußeren Ringe umgeben ist, wo das Gras mehr oder weniger abgestorben ist. Die runde Stelle selbst sieht auch manchmal schlechter aus als der sonstige Bestand. In dem kranken äußeren Kreise zeigen sich in den einzelnen Jahren mehr oder minder viele Hautschwämme, die mitunter so dicht stehen, daß sie sich gegenseitig drücken. Die Kreise wachsen mit jedem Jahre, indem dann auch der Kreis, in welchem die neuen Pilze erscheinen, weiter hinausgerückt ist. Die Erscheinung ist durch die Veränderungen, welche der Pilz bewirkt, leicht erklärbar. Das Mycelium wächst im Erdboden centrifugal nach allen Seiten weiter, während die inneren älteren Teile allmählich absterben. Der größte Bedarf an Nährstoffen für den Pilz, insbesondere an Stickstoff, Kali und Phosphorsäure, ist in dem Ringe wo die zahlreichen großen Fruchtkörper gebildet werden. Darum sterben hier die andern Pflanzen oder kümmern aus Nahrungsmangel, vielleicht auch weil zum Teil das Mycelium direkt die Wurzeln tötet. Die halb vergebenden zahlreichen Hüte wirken dann aber düngend für die Grasnarbe und daraus erklärt sich das üppigere Wachstum in dem Ringe, der sich inwendig an den äußeren anschließt. Auch die inneren Teile der kreisförmigen Stellen sind durch den Pilz an Nährstoffen vermindert worden,

<sup>1)</sup> Sitzungsber. d. Gesellsch. naturf. Freunde zu Berlin, 16. Mai 1876, — Bot. Zeitg. 1876, pag. 646.

die durch das centrifugale Wachstum des Pilzes mit nach außen gewandert sind. Durch die Bodenanalysen, welche Lawes, Gilbert und Warrington<sup>1)</sup> an solchen Herenringen angestellt haben, ist erwiesen, daß der Stickstoffgehalt des Bodens außerhalb des Ringes im größten, im Ringe selbst kleiner und innerhalb desselben noch kleiner war, im Mittel im Verhältnis von 0,281: 0,266: 0,247. Und Jailletet<sup>2)</sup> hat bezüglich der Alkalien und der Phosphorsäure die Verarmung des Bodens innerhalb der Herenringe nachgewiesen. Daher ist es denn auch erklärlich, daß der Bestand der Pflanzen innerhalb der Herenringe sich ändert, wie Lawes und Gilbert<sup>3)</sup> angeben, nach denen Koffee und Lathyrus verschwanden, nur Weizklee noch übrig blieb<sup>4)</sup>. Es sind verschiedene Agaricineen in den Herenringen beobachtet worden, nämlich *Agaricus campestris*, *multifidus*, *oreades*, *giganteus*, *nudus*, *Hygrophorus virgineus* und *coccineus*, sowie auch eine *Clavaria vermicularis*<sup>5)</sup>. Nach den Angaben von Lawes und Gilbert erschienen die Ringe erst nach einer starken Düngung von Superphosphat oder von Mineraldüngern, nicht auf den mit Stickstoff gedüngten Parzellen.

### Zehntes Kapitel.

#### Gymnoasci.

Mit diesen Pilzen beginnt die große Abteilung der Schlauchpilze (Ascomyceten), zu denen auch alle noch folgenden Pilze gehören. Dieselben sind charakterisiert durch ihre eigentümliche Sporenbildung; die Sporen entstehen hier nämlich in den sogenannten Sporenschläuchen (asci), d. h. mehr oder weniger schlauchartige, protoplasmareiche Zellen, welche im Innern durch freie Zellbildung eine bestimmte Anzahl von Sporen (Ascosporen genannt) erzeugen. Aus den Sporenschläuchen werden die Sporen in verschiedener Weise, bald durch elastisches Auspritzen, bald dadurch, daß die Haut des Ascus sich auflöst, befreit.

Die Gymnoasci sind die unvollkommenen Ascomyceten, weil bei ihnen die Sporenschläuche nicht auf einem Fruchtkörper gebildet werden, sondern unmittelbar einzeln aus Zweigen des Myceliums

<sup>1)</sup> Gardener's Chron. 1883. I, pag. 700.

<sup>2)</sup> Compt. rend. LXXXII, pag. 1205.

<sup>3)</sup> Jahresber. f. Agriculturchemie 1883, pag. 309.

<sup>4)</sup> Centralbl. f. Agriculturchemie 1876, pag. 414.

<sup>5)</sup> Vergl. George Zorden in Botan. Zeitg. 1862, pag. 407, sowie die Angaben von Lawes und Gilbert.

entstpringen. Eine Anzahl Arten aus dieser Familie sind Parasiten auf Holzpflanzen und verursachen an denselben eigentümliche Krankheiten, die aber keinen einheitlichen Charakter tragen, sondern unter verschiedenen Symptomen auftreten. Es sind endophyte Parasiten, aber ihre Sporenschläuche treten über die Epidermis der Nährpflanze hervor (Fig. 48. u. 50), nicht mit einander im Zusammenhang, wiewohl in der Regel in großer Anzahl, wodurch der erkrankte Pflanzenteil wie mit einem sehr feinen grauen Schimmel- oder Reifüberzug bedeckt erscheint. Die hier zu besprechenden parasitischen Pilze gehören alle in die Gattung

### Taphrina,

Taphrina.

auf welche sich also die im vorstehenden erwähnten Merkmale beziehen. In dem Verhalten des Myceliums zeigen sich bei den einzelnen Taphrina-Arten gewisse Ungleichheiten. Bei manchen Arten ist ein deutliches Mycelium zu finden, welches von den Blättern aus bis in die mehrjährigen Triebe verfolgt werden kann und dort perenniert, um alljährlich von dort aus wieder in die Knospen und neuen Triebe einzubringen. Bei andern Arten ist zur Zeit der Reife ein Mycelium nicht wahrnehmbar, und die einzelnen Sporenschläuche bilden anscheinend jeder für sich ein besonderes Pflänzchen. Dies rührt daher, daß das Mycelium nur zwischen den Epidermiszellen und der Cuticula hinläuft, in den jungen Trieben zuletzt nur in den Knospen vorhanden bleibt und dort überwintert, in den Blättern aber, wo es zur Fruktifikation gelangt, gänzlich in der Bildung von Sporenschläuchen aufgeht, indem nämlich jede Leitzelle des Myceliums zu einem nach außen wachsenden Schlauche sich ausstülpt<sup>1)</sup>. Früher hatte man für die so sich verhaltende Artengruppe die Gattung *Ascomyces* aufgestellt. Anders ist derjenige Zustand dieser Pilze, welcher durch eine unmittelbare Sporeninfektion auf den Blättern erzeugt wird; die an besiebigem Punkten eines gesunden Blattes eindringenden Keime entwickeln sich zu einem Mycelium, welches nur einen beschränkten Teil des Blattes durchzieht und also auch nur diesen krank macht, aber auch mit diesem vollständig wieder absterbt, indem der kranke Blattfleck später vertrocknet oder das ganze Blatt abfällt. In den Sporenschläuchen von Taphrina entstehen immer je 8 einzellige, farblose Sporen, die jedoch manchmal schon innerhalb des Sporenschlauches keimen, und da das letztere bei diesen Pilzen oft in der Form heseartiger Sprossung ge-

<sup>1)</sup> Vergl. Sadebeck, Untersuchungen über die Pilzgattung *Eroasacus*, Hamburg 1884, und C. Fisch, über die Pilzgattung *Ascomyces*. Botan. Zeitung 1885, Nr. 3.

jährt, so hat dies früher zu dem Irrthum Anlaß gegeben, daß die Sporenschläuche mehr als 8 Sporen bilden.

In der folgenden Darstellung geben wir die Arten nach der neueren Abgrenzung, die wir hauptsächlich den Arbeiten Sadebeck's<sup>1)</sup> und Johanson's<sup>2)</sup> verdanken.

1. *Taphrina Tosquinetii* Magn. (*Exoascus alnitorquus* Sadeb., *Exoascus Alni* de By., *Ascomyces Tosquinetii* Westl., *Taphrina alnitorqua* Tul.) auf den Blättern und auf den Schuppen der weiblichen Kätzchen von *Alnus*

Auf *Alnus*  
*glutinosa*.

*glutinosa*. An den Schuppen der Kätzchen bringt der Pilz Hypertrophien hervor, wodurch dieselben zu taschenähnlichen Gebilden auswachsen. (Fig. 47). Die an den Blättern verursachten Krankheiten treten in zwei Modifikationen auf. Entweder werden sämtliche Blätter eines Triebes in der Reihenfolge ihres Alters nach und nach befallen, indem sie kraus und wellig werden und wobei sie bisweilen das 2- bis 3fache ihrer normalen Größe erreichen, bei trockenem Wetter allmählich sich unter Austrocknung etwas eintallen und leicht abfallen. Diese Erkrankung ist vom Frühjahr an bis zum Herbst zu beobachten. Oder aber es erscheinen nur einzelne Stellen der Blätter verschiedener Zweige blasig aufgetrieben, was sich erst vom Juli an zeigt. Die Oberfläche aller von dem Pilze deformierten Teile bedeckt sich infolge des Hervorbrechens der Bläse mit einem grauen Mehl. Bei diesem Pilze geht das Wuchstum ganz und gar in der Bildung der Sporenschläuche auf; die letzteren stehen daher dicht beisammen; jeder grenzt sein unteres Ende zu einer kleinen Stielstelle ab, welche sich unten etwas zuspitzt und zwischen die Epidermiszellen hineinragt (Fig. 48).



Fig. 47.

*Taphrina Tosquinetii*. Drei vom Pilze verunstaltete weibliche Kätzchen von *Alnus*. Nach H. Hartig.

2. *Taphrina Alni incanae* Kühn (*Exoascus alnitorquus* Tul., *Exoascus alni* de By., *Taphrina amentorum* Sadeb.), bisher mit der vorigen Art verwechselt, bringt auf *Alnus incana* ebensolche taschenförmige Miß-

Auf *Alnus* in-  
*cana*.

<sup>1)</sup> Untersuchungen über die Pilzgattung *Exoascus*. Jahrb. d. Hamburgischen Wissenschaftl. Anstalten 1884. — Kritische Untersuchungen über die durch *Taphrina*-Arten hervorgerufenen Baumkrankheiten. Dasselbst 1890.

<sup>2)</sup> Kgl. Vetenskaps Akad. Förhandlingar. Stockholm 1883, Nr. 1, und 1887, Nr. 4.



bildungen der Nüsschenschuppen hervor, wie der vorige an der gemeinen Erle. Nach Sadebeck ist das eine selbständige Art, welche sich durch das Fehlen einer abgegrenzten Stielzelle der Asci unterscheidet.

Auf *Alnus glutinosa*.

3. *Taphrina Sadebecki* Johans. (*Exoascus flavus* Sadeb.). Diese früher mit der erst genannten verwechselte Art erzeugt auf der Unterseite, selten auf der Oberseite der Blätter von *Alnus glutinosa* rundliche, gelbe Flecke, deren Farbe von den gelben Inhaltsmassen der Sporenschläuche herrührt. Die Stielzelle der letzteren dringt nicht zwischen die Epidermiszellen ein.

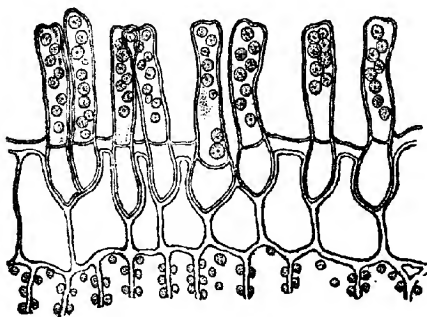


Fig. 48.

Querschnitt aus einem Erlenblatte mit reifen Sporenschläuchen der *Taphrina Tosquinetii*, welche zwischen den Epidermiszellen sitzen. Nach Sadebeck.

Auf *Alnus incana*.

4. *Taphrina epiphylla* Sadeb. (*Exoascus epiphyllus* Sadeb.), auf den Blättern von *Alnus incana* wellige Kräuselungen bewirkend, welche sich mit einem intensiv grauweißen Reif bedecken. Die Sporenschläuche stehen hier mehr oder weniger zerstreut, weil nur ein Teil der Mycelfäden zur Bildung derselben verwendet wird; die die Stielzelle darstellende Hyphenzelle ist ziemlich breit und dringt nicht zwischen die Epidermiszellen ein. — Identisch mit diesem Pilze ist *Exoascus borealis* Johans., welcher an *Alnus incana* herenbejenartige Zweigwucherungen erzeugt. Sadebeck hat den Beweis dieser Identität erbracht, indem er die Sporen der *Taphrina epiphylla* von Blättern der Grauerle auf Knospen dieser Pflanze aus säete und in zahlreichen Fällen gelungene Infektionen erhielt, infolge deren sich aus solchen Knospen die Herenbejen entwickelten. Nach Tübenj<sup>1)</sup> sind Herenbejen an den Grauerlen im bayerischen Walde, um München und in den bayerischen Alpen sehr häufig, oft über 100 Stück an einem Baume.

Auf Blättern von *Betula*.

5. *Taphrina Betulae* Fockel (*Ascomyces Betulae* Nagr.), bewirkt auf der Oberseite der Blätter von *Betula alba* bläuliche Aufstreifungen, welche

<sup>1)</sup> Sichtungsb. des botan. Ver. München 10. Dezember 1888, und allgem. Forst- und Jagdzeitung 1890, pag. 32.

durch die hervorbrechenden Äsci gelblich sich färben. Die Stielzelle der letzteren dringt nicht zwischen die Epidermiszellen ein.

6. *Taphrina turgida* Sadeb. (*Exoascus turgidus* Sadeb.), auf Herenbesen von *Betula* *Betula*  
*Betula alba* die sogenannten Herenbesen oder Donnerbesen erzeugend, alljährlich sich vergrößernde dichte Zweigwucherungen, die sich sowohl auf großen Bäumen als auf strauchartigen Grenzplätzen finden. Auf der Unterseite der Blätter dieser Herenbesen erscheinen die Sporenschläuche, welche einen grauweißen Meiß bilden, und deren Stielzellen zwischen die Epidermiszellen eindringen. Die Blätter sind anfangs wenig geträufelt und besitzen nicht das frische Grün der gesunden Blätter. Die auf *Betula pubescens* vorkommenden Herenbesen sollen von einer andern Species, *Taphrina betulina* Rostr., erzeugt werden<sup>1)</sup>.

7. *Taphrina flava* Farlow, erzeugt auf den Blättern von *Betula alba* in Amerika intensiv gelb gefärbte Flecke.

8. *Taphrina carnea* Johans., veranlaßt auf den Blättern von *Betula nana*, *intermedia* und *odorata* fuchsig blaßgelbe Aufstrebungen.

9. *Taphrina nana* Johans., erzeugt an jüngeren Zweigen von *Betula nana* Mißbildungen. — Davon sollen verschieden sein *Taphrina bacteriosperma* Johans., und *Taphrina alpina* Johans., welche an der nämlichen Nährpflanze herenbesenartige Bildungen hervorbringen.

10. *Taphrina Ulmi* Fuckel, erzeugt auf der Oberseite der Ulmenblätter mehr oder weniger blaßgelbe, grauweiß bereifte Stellen. Die Sporenschläuche stehen mehr zerstreut, weil nur ein Teil der Mycelfäden in der Bildung der Äsci aufsteigt, und sie besitzen daher eine ziemlich breite Stielzelle.

11. *Taphrina Celtis* Sadeb., bringt an den Blättern von *Celtis australis* ähnliche Veränderungen hervor wie die vorige Art.

12. *Taphrina aurea* Fr. (*Taphrina populina* Fr., *Exoascus aureus* Sadeb., *Eri-neum aureum* Pers.) Dieser Pilz bewirkt auf den Blättern von *Populus nigra* blaßgelb aufgeblühene Stellen (Fig. 49), welche zur Reifezeit der Sporenschläuche von einem goldgelben Meiß überzogen erscheinen. Die Sporenschläuche dringen mit ihrem unteren stielartigen Ende, welches jedoch nicht durch eine Scheidewand abgegrenzt ist, zwischen die Epidermiszellen ein.

13. *Taphrina rhizophora* Johans. Diese früher mit der vorigen Art vermengte Species bringt auf den weiblichen säglichen von *Populus alba* tafelnartige Aufstrebungen der Fruchtnoten hervor. Die Äsci stellen



Andere *Betula* bezeichnende Arten.

Auf Ulmen.

Auf *Celtis*.

Fig. 49.

*Taphrina aurea*. Ein Doppelblatt mit den vom Pilze erzeugten Blasen. Nach R. Hartig.

Auf *Populus nigra*.

Auf *Populus alba*.

<sup>1)</sup> Rostrup, Botanisk Tidsskrift. Kopenhagen 1883, und Botanisches Centralbl. XV., pag. 149.

einen gelben Reif auf den befallenen Teilen dar, sie bringen mit ihrem fiedelartigen Ende ziemlich tief, wurzelartig, zwischen die Epidermiszellen ein.

14. *Taphrina Johansonii* Sadeb., wurde früher ebenfalls mit den vorigen Arten vereinigt; sie bewohnt die weiblichen Röhren von *Populus tremula*, wo sie die Fruchtnoten in derselben Weise wie der vorige Pilz deformiert; die Äsci sind aber fast um die Hälfte kleiner.
15. *Taphrina coerulescens* Sadeb. (*Ascomyces coerulescens* Dreim. et Mont.), erzeugt auf den Blättern von *Quercus pubescens* und *Quercus rubra* mehr oder weniger blasig aufgetriebene Flecke. Die Sporenschläuche verhalten sich wie bei den vorigen Arten.
16. *Taphrina Kruchii* Vuill., erzeugt auf der Stacheliche in Italien Sporenbeuten, nach Kruch<sup>1)</sup> und Buillemin<sup>2)</sup>.
17. *Taphrina rubro-brunnea* Sacc. (*Ascomyces rubro-brunnea* Peck.), auf kleinen, blasig aufgetriebenen Flecken der Blätter von *Quercus rubra* in Nordamerika.
18. *Taphrina Carpini* Rostr., erzeugt auf *Carpinus betulus* die Sporenbeuten, deren wellig gefräufelte, gelbgrüne Blätter sich unterseits mit einem weißlichen Reif bedecken, der durch die Sporenschläuche hervorgebracht wird, welche sich so wie bei den vorigen Arten verhalten.
19. *Taphrina Ostryae* Mass., bringt nach Massalongo<sup>3)</sup> auf den Blättern von *Ostrya carpinifolia* zeitig absterbende Flecke hervor.
20. *Taphrina polyspora* Sorok. (*Exoascus aceris* Link.), erzeugt blasige Aufreibungen und braune Flecke auf den Blättern von *Acer tataricum*<sup>4)</sup>.
21. *Taphrina lethifera* Sacc. (*Ascomyces lethifera* Peck.), auf den Blättern von *Acer spicatum* in Nordamerika.
22. *Taphrina Juglandis* Berk., auf *Juglans nigra*<sup>5)</sup>.
23. *Taphrina purpurascens* Robins., bewirkt Kräuselungen und Aufreibungen an den Blättern von *Rhus copallina*.
24. *Taphrina Githaginis* Rostr., auf *Agrostemma Githago* in Dänemark. Das Mycelium durchdringt die ganze Wirtspflanze ohne dieselbe gestaltlich zu verändern, und die Sporenschläuche brechen überall auf Stengeln und Blättern hervor.
25. *Taphrina Umbelliferarum* Rostr., bringt auf *Heracleum Sphondylium* und *Pucedanum palustre* große graue Flecke auf den Blättern hervor, nach Rostrup (l. c.).
26. *Taphrina Potentillae* Farlow, (*Taphrina Tormentillae* Rostr.), auf *Potentilla Tormentilla*, geoides und canadensis gelbgrün gestrichelte Verdickungen der Stengel und Blätter erzeugend, in Amerika, von Rostrup (l. c.) in Dänemark, von mir auch im Grunewald bei Berlin gefunden.
27. *Taphrina bullata* Sadeb. (*Exoascus bullatus* Fuekiel, *Ascomyces bullatus* Berk.), bringt blasige Aufreibungen und Flecke auf den Blättern des Birnbaumes hervor, welche sich mit einem mäßigen Reif bedecken.

<sup>1)</sup> Malpighia IV, 1890—91, pag. 424.

<sup>2)</sup> Revue mycologique Juli 1891, pag. 191.

<sup>3)</sup> Botan. Centralbl. XXXIV. 1888, pag. 389.

<sup>4)</sup> Fijsh, Botan. Centralbl. 1885 XXII, pag. 126.

<sup>5)</sup> Comes, Le crittogame parasite etc. Napoli 1882, pag. 234.

Die Asci besitzen eine durch eine Scheidewand abgegrenzte Stielzelle. Ein perennierendes Mycelium ist bei dieser Art noch nicht gefunden worden.

28. *Taphrina Crataegi* Sadeb., früher mit der vorigen Art ver- auf *Crataegus*. mengt, bringt an den Blättern von *Crataegus Oxyacantha* häufig rötlich gefärbte Aufreibungen Flecke und hervor, welche durch die Asci weiß bereift sind. Sadebeck hält diesen Pilz für eine selbständige Art, weil er *Taphrina bullata* leicht auf den Birnbaum, nicht aber auf den Weißdorn übertragen konnte. Ein perennierendes Mycelium ist nach Sadebeck bei dieser Species vorhanden.

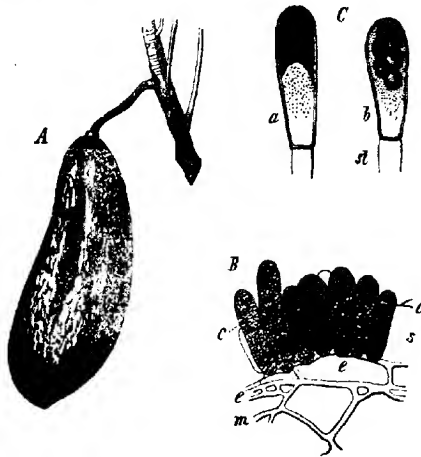


Fig. 50.

Der Pilz der Pflaumentaschen (*Taphrina Pruni* Tul.).

A eine Tasche in natürlicher GröÙe. B Durchschnitt durch den oberflächlichen Teil einer solchen. Die Myceliumsfäden m haben zwischen der Epidermis e und der abgehobenen Cuticula c eine Anzahl Sporenschläuche s gebildet, in denen noch keine Sporenbildung eingetreten ist. C zwei Sporenschläuche mit der Stielzelle st, stärker vergrößert, bei a noch unreif, bei b mit 6 Sporen im Innern.

29. *Taphrina Pruni* Tul. (*Exoascus Pruni* Fuckel). Dieser Pilz ist ein Parasit der *Prunus domestica*, *virginiana* und *Padus* und die Ursache einer Mißbildung und Verderbnis der unreifen Früchte, die an den Pflaumbäumen Taschen, Narren, Schoten, Hungerzweitschen, in der Schweiz Turcas oder Pochette, in England Bladder-plum genannt werden, auch in America bekannt sind, bald spindelförmige gerade oder gekrümmte, bald wie eine Schote anflamengegedröchte, bis fingerlange, kernlose, innen hohle Gebilde (Fig. 50 A) darstellen, welche an der Oberfläche unregelmäßig runzelig oder warzig und bleich, gelblich oder rötlich sind, später durch die Asci

Taschen auf *Prunus domestica* etc.

weiß oder bräunlich bepudert aussehen, ungenießbar sind und frühzeitig verderben und abfallen. Die Krankheit ist in manchen Jahren sehr häufig und kann einen bedeutenden Ausfall in der Obsternte zur Folge haben. Sie wurde schon von Cäsalp in 1583 und seitdem von vielen Schriftstellern erwähnt, bei denen sie als Folge der verschiedensten Ursachen betrachtet, bald den Einflüssen der Witterung, namentlich dem Regen, bald den Stichen von Insekten, bald einer unvollkommenen Befruchtung zugeschrieben wird. Fendel<sup>1)</sup> hat den diese Krankheit verursachenden Parasiten zuerst aufgefunden, de Bary<sup>2)</sup> die Entwicklung desselben und die Krankheitsgeschichte genauer kennen gelehrt. Die Missbildungen werden schon wenige Wochen nach der Blüte, Ende April oder Anfang Mai an den jungen, noch kleinen Früchten bemerkbar; nach dieser Zeit treten an den weiter entwickelten gesunden Früchten keine Erkrankungen ein. Sobald die Entartung an der jungen Frucht bemerkbar wird, findet sich im Siebteile der Gefäßbündel, welche das Fruchtfleisch durchziehen, das Mycelium des Pilzes, und es läßt sich in diesem Gewebe zurückverfolgen in den Stiel bis in den Zweig hinein. Es besteht aus feinen, verzweigten und durch zahlreiche Querswände in kürzere oder längere Glieder getheilten Fäden. Das Mycelium verbreitet sich weiter durch das ganze Parenchym des Fruchtfleisches. Infolgedessen erhält dieses eine abnorme Ausbildung und die ganze Frucht eine veränderte Gestalt. Die Abgrenzung einer inneren, feinzelligen Gewebeschicht der Frucht wand, welche normal zum Steinkern sich ausbildet, unterbleibt; im Parenchym des Fruchtfleisches findet eine abnorme Zellvermehrung statt, der ganze Körper wird daher größer als die gesunde Frucht, die Zellen selbst sind kleiner. Besonders zahlreiche Aste des Myceliums verbreiten sich unter der Epidermis und reihen zwischen den Zellen der letzteren hindurch Zweige, die sich dann zwischen der Epidermis und der Cuticula verbreitern und dort eine zusammenhängende Schicht kleiner, rundlicher Zellen bilden. Dieses sind die Anlagen der Aeci; sie strecken sich senkrecht zur Oberfläche der Frucht, wodurch sie die Cuticula abheben und endlich durchbrechen. Die Aeci sind kurz cylindrisch-kantenförmig und verschreiten alsbald zur Sporenbildung, nachdem der untere kleinere Teil der Zelle durch eine Querswand als kurzer Stiel sich abgegrenzt hat. Die Aeci erreichen ihre Reife ungleichzeitig. Die 6–8 kugelförmigen Sporen werden aus der Spitze des reifen Schlauches herausgeschleudert. Nach der Bildung und Verstreung der Sporen wird die Laiche weilt und verdirbt unter Ansiedelung von Schimmelpilzen. Die Sporen keimen sofort nach der Reife unter reichlicher hefeartiger Sprossung. Wie die Keime in die Nährpflanze eindringen und sich hier zum Mycelium entwickeln, ist bis jetzt nicht beobachtet worden. Die Anwesenheit des Myceliums in den Zweigen spricht für ein Perennieren des Pilzes in der Nährpflanze. Die Thatsache, daß derselbe Baum meistens alljährlich eine Anzahl Laichen erzeugt, könnte mit dem Perennieren im Zusammenhange stehen. Als Mittel gegen die Krankheit ist daher zu empfehlen, die Laichen so früh als möglich abzuscheiden und zu vernichten, um die Sporenbildung zu verhüten, und die Zweige, welche sich hart bei fallen zeigen, bis ins ältere Holz zurückzuschneiden, um das in den jüngeren Zweigen befindliche Mycelium zu beseitigen. Nach Rudow<sup>3)</sup> sollen die

<sup>1)</sup> Enumeratio fungorum Nassoviae, pag. 29.

<sup>2)</sup> Beitr. z. Morphol. der Pilze. I., pag. 83.

<sup>3)</sup> Boten. Centralbl. XLII., pag. 282.

von Blattläusen abgeforderten Buckerlässe die Ansiedelung von *Exoascus pruni* begünstigen; an von Blattläusen sorgfältig gereinigten Teilen soll sich der Pilz nicht ansiedeln können.

30. *Taphrina Farlowii Sadeb.*, bringt an den Früchten von *Prunus serotina* in Amerika dieselben Mißbildungen wie der vorige Pilz hervor, wird aber von Sadebed als eigene Art abgegrenzt, weil die Stielzellen etwa  $\frac{1}{3}$  der Länge der Asci erreichen und die letzteren viel weiter von einander entfernt stehen. Die Entwicklungsgeschichte des Pilzes ist die gleiche.

Auf *Prunus serotina*.

31. *Taphrina Cerasi Sadeb.* (*Exoascus deformans* h. *Cerasi Fuckel*, *Exoascus Wiesneri Kathay*) bringt die Herenbesen der Kirschbäume hervor, und zwar auf *Prunus avium* und *Cerasus*!). Die oft ziemlich dichten, nestartigen Wucherungen bestehen aus kurzen, unten ziemlich verdickten Zweigen und erreichen oft ein hohes Alter und großen Umfang infolge des Perennierens des Myceliums in den Zweigen; dasselbe verbreitet sich bis in die Blätter. Die Blätter dieser Herenbesen sind auf der Unterseite durch die Sporenschläuche weiß bereift. Diese besitzen eine besondere Stielzelle.

Herenbesen der Kirschbäume.

32. *Taphrina Insititiae Sadeb.*, bringt Herenbesen an *Prunus insititia* und *domestica* hervor und unterscheidet sich durch längere Asci von der vorigen Art. Sadebed berichtet von ziemlich starkem Auftreten der Herenbesen auf den Pfämenbäumen um Hamburg, sowie von dem Erfolge, den das Zurückschneiden der erkrankten Äste, welche wegen Mangels der Blüthen nachteilig sind, gehabt hat.

Herenbesen von *Prunus insititia* etc.

33. *Taphrina deformans Tul.* (*Exoascus deformans Fuckel*, *Ascomyces deformans Berk.*), bewirkt eine Kräuselfrankheit des Pfirsichbaumes, Cloque du Pêcher der Franzosen. Im Frühlinge zur Zeit der Belaubung kräuseln sich die jungen Blätter ähnlich wie die, welche von Blattläusen verunstaltet werden, indem sie sich mit den Rändern zusammenziehen und blasig aufwerfen oder wellig traus werden. Die Unterseite des Blattes wird dabei konvav und bedeckt sich von der Blattspitze beginnend, vollständig mit dem weißen, reisartigen Überzug der Sporenschläuche. Der Pilz hat dieselbe Lebensweise wie die vorhergehenden. Wie schon in der vorigen Auflage dieses Buches berichtet, fand ich sein Mycelium von derselben Form und von den Siebeln der Zweiglein aus in die Blätter, Rippen und Nerven eindringen, unter der Epidermis der Unterseite des Blattes sich verbreiten und Zweige zwischen die Cuticula und die Epidermis senden, wo aus ihnen in ganz derselben Weise wie bei jenen Pilzen die Sporenschläuche sich entwickeln. Das Vorhandensein eines fädigen Myceliums im Blatte ist schon von Prillieux<sup>2)</sup> angegeben worden. Die mit Stielzellen versehenen Asci sind 0,035 bis 0,040 mm lang und enthalten 6 bis 8 kugelförmige Sporen. In den Teilen des Blattes, die nicht mit den Sporenschläuchen bedeckt sind, hat das Mesophyll seine normale Beschaffenheit; aber dort wo der Pilz fruchtifiziert, wird die Blattmasse etwas dicker und fleischiger, indem besonders das Schwammgewebe der unteren Blattseite seine Zellen vermehrt, die Interzellularen fast verliert, dichter wird und aus ziemlich kugelförmigen, chlorophylllosen Zellen zusammengesetzt erscheint. Nach

Kräuselfrankheit des Pfirsichbaumes.

<sup>1)</sup> Kathay, Über die Herenbesen der Kirschbäume etc., Sitzungsber. der Wiener Akad. LXXXIII. 1. März 1881.

<sup>2)</sup> Bull. de la soc. bot. de France 1872, pag. 227—230.

der Sporenbildung vertrocknet das Blatt und fällt früh ab. Es scheinen immer sämtliche Blätter eines Zweigleins zu erkranken, was dafür spricht, daß das Mycelium aus dem älteren Zweige in die Knospe eindringt. Auch diese Krankheit pflügt sich alljährlich am Baume wieder zu zeigen, und Bäume, welche mehrere Jahre hindurch daran leiden, können darüber eingehen. Wahrscheinlich verenniert also auch hier das Mycelium in den Zweigen. Über die Erzeugung des Pilzes aus den Sporen ist nichts bekannt. Somit möchte auch hier die Heilung der Krankheit durch Zurückschneiden der kranken Zweige, die Verhütung durch schnelle Entfernung der kranken Blätter zu erzielen sein.

Auf *Prunus chamaecerasus*.

34. *Taphrina minor* Sadeb., auf *Prunus chamaecerasus* und früher mit der vorigen Art vereinigt. Der Pilz befällt einzelne Sprossen, ohne sie zu Geyenbejen umzubilden; vielmehr werden nur die Blätter mehr oder weniger kräuselig und bedecken sich unterseits mit dem weißen Kei der Äsci; letztere sind etwas kürzer als bei der vorigen Art und haben größere Sporen.

Auf *Aspidium*.

35. *Taphrina filicina* Rostr., bringt auf den Blättern von *Aspidium spinulosum* bläuliche Aufstrebungen hervor.

Auf *Polystichum*.

36. *Taphrina lutescens* Rostr., auf *Polystichum Thelypteris* auf der dänischen Insel Seeland; bildet gelbe, aber nicht aufgetriebene Flecke auf den Blättern.

*Eremothecium*  
auf *Linaria*.

37. Unter dem Namen *Eremothecium* hat Borzi<sup>1)</sup> eine neue hierhergehörige Gattung aufgestellt, welche ein feinsäckiges, ausgebreitetes Mycelium besitzt mit einzeln an den Spigen der Fäden stehenden flaschenförmigen Äscis, welche 30 und mehr keulig-nadelförmige Sporen enthalten. *Eremothecium Cymbalariae* Borzi wurde im Innern der reifen Kapseln von *Linaria Cymbalaria*, die Scheiderände und Placenten überziehend gefunden; es bewirkt keine Mißbildung, verhindert aber das Aufspringen der Kapseln.

## 64stes Kapitel.

### Erysipheae, Mehltaupilze.

Mehltau.

Die hierher gehörigen Pilze sind epiphyte Parasiten, welche auf grünen Pflanzenteilen ausgebreitete, weiße, schimmel- oder mehrlartige Überzüge bilden, die unter dem Namen Mehltau bekannt sind. Man darf damit natürlich nicht denjenigen Mehltau verwechseln, welcher tierischen Ursprungs ist, nämlich aus den leeren Bälgen von Blattläusen besteht. Der pilzliche Mehltau wird gebildet von dem Mycelium, welches auf der Oberfläche des Pflanzenteiles wächst und hier auch seine Fortpflanzungsorgane entwickelt.

Mycelium und  
Sporenbildung  
der Mehltaupilze.

Das Mycelium der Mehltaupilze besteht aus einer Menge feiner, spinnwebartiger Fäden, welche septiert und verzweigt sind und in allen möglichen Richtungen auf der Oberfläche der Epidermis hinwachsen

<sup>1)</sup> Nuov. giorn. botan. Ital. XX, 1888, pag. 452.

(Fig. 51 A) und sich centrifugal weiter ausbreiten. Bald überzieht der Pilz nur die Oberseiten der Blätter, bald anfänglich die Unterseiten und greift später auf die Oberseiten über, bald befällt er beide ohne Unterschied und dann oft auch den Stengel und geht selbst bis auf die Früchte. Die Mycelfäden liegen überall der Epidermis dicht auf,

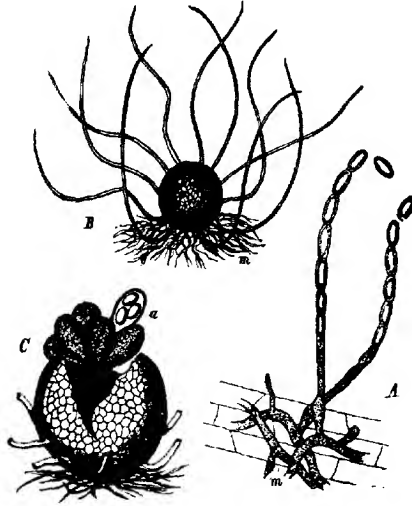


Fig. 51.

**MehltauPilze.** A *Erysiphe graminis* Lév. auf einem Grasblatte. Conidienträger mit fettenförmig abgehefteten Sporen. m Mycelium. 100fach vergrößert. B Perithecium von *Erysiphe communis* Link mit langen Anhängseln; m Mycelium. Schwach vergrößert. C Ein ebensolches Perithecium, die Anhängsel abgerissen, durch Druck das Perithecium geöffnet und das Büschel der meist noch unreifen Sporenschläuche hervorgebracht. Bei a ein fast reifer Sporenschlauch mit Sporen, zum Teil sichtbar. 200fach vergrößert.

dringen selbst nicht in dieselbe ein, sind aber an vielen Punkten durch sogenannte Haustorien oder Saugorgane (Fig. 55) mit der Epidermis in organischem Zusammenhange. Dieselben sind nach de Bary<sup>1)</sup> kleine Auswüchse an der unteren, die Epidermis berührenden Seite des Fadens, die je nach Arten verschiedenen Bau haben. Entweder sind es unmittelbar vom Mycelfaden entspringende, äußerst dünne, röhren-

<sup>1)</sup> Beitr. z. Morphol. u. Physiol. d. Pilze, III. Frankfurt 1870, pag. 23.



förmige Ausstülpungen, welche die Außenwand der Epidermiszelle durchbohren und dann im Innern der Zelle blasig anschwellen. Oder der Zaden treibt eine seifliche, halbrunde Ausstülpung, aus welcher erst das Saugröhrchen entspringt; oder endlich es bildet sich eine unregelmäßig gelappte, fast scheibenförmig der Epidermiszelle fest anliegende Ausstülpung, welche dann an irgend einem Punkte das Saugröhrchen ins Innere der Zelle sendet (Fig. 55). Wenn das Mycelium eine gewisse Ausbreitung erlangt hat, so entsteht auf demselben die erste Generation von Fortpflanzungsorganen in Form von Conidienträgern: an vielen Stellen richten sich einzelne, kurze, einfache Zweige der Mycelfäden auf und schnüren an ihrer Spitze je eine oder mehrere in einer Reihe übereinander stehende Conidien ab (Fig. 51 A). Da diese Conidienträger gewöhnlich in großer Anzahl erscheinen und die von ihnen abfallenden Conidien sich anhäufen, so nimmt der Mehltau in dieser Periode eine noch dickere, mehlartige Beschaffenheit an. Die Conidien sind oval, einzellig, farblos und sofort nach ihrer Ablösung keimfähig. Bei der Keimung wachsen sie an dem einen Ende in einen Keimschlauch aus, aus welchem sich auf einer geeigneten Nährpflanze wieder ein neues Mycelium entwickelt. Auf diese Weise geschieht während des Sommers die Vermehrung des Pilzes und die Verbreitung der Krankheit. Während die Entwicklung der Conidien zu Ende geht, folgt als zweite Generation von Fortpflanzungsorganen auf demselben Mycelium die Bildung der Peritheecien. Das sind ungefähr kugelförmige, schwarze Kapseln, so klein, daß sie eben noch mit bloßem Auge erkannt werden können, aber in Menge auf dem Mehltau zerstreut, so daß dieser wie mit vielen feinen, schwarzen Pünktchen besät erscheint oder mehr ein schwarzbräunliches Kolorit annimmt. Die Entstehung derselben auf dem Mycelium, wobei man sexuelle Vorgänge annimmt, ist als von rein mykologischem Interesse hier zu übergehen. Anfänglich sind sie farblos, nehmen mit zunehmender Größe gelbe, dann bräunliche, endlich schwarze Farbe an. Ihre ziemlich dünne Hülle besteht aus vielen fest verbundenen, parenchymatischen, braunen Zellen und ist auswendig meist mit einem eigentümlichen Besatze von Fäden versehen, welche Verlängerungen einzelner Zellen der Fruchthülle sind. Diese sogenannten Anhängsel (*suffulcra* oder *appendicula*) sind bei jeder Art von bestimmtem, konstantem Baue (Fig. 52, 53, 54), und dienen daher mit zur Unterscheidung dieser Pilze. Das reife Peritheecium ist von fruchtig spröder Beschaffenheit, läßt sich leicht zerdrücken und zeigt dann im Innern einen Sporenschlauch oder ein Büschel solcher, die im Grunde befestigt sind und je 2—8 einzellige, länglichrunde, ziemlich derbwandige, farblose bis bräunliche Sporen

enthalten (Fig. 51 B und C); nur die Gattung *Saccardia* soll mehrzellige Sporen haben. Bei den meisten Arten bilden die Schläuche ihre Sporen noch in demselben Sommer, sobald die Perithezien auf der Nährpflanze ihre Ausbildung erreicht haben; bei *Erysiphe graminis* dagegen nach Wolff<sup>1)</sup> überhaupt erst im Frühjahr. In allen Fällen aber scheinen die Ascosporen ihre Keimfähigkeit erst nach der Überwinterung zu erlangen. Dieselben werden in Freiheit gesetzt, nachdem die auf den vorjährigen Pflanzenresten zurückgebliebenen Perithezienhüllen inzwischen verwest sind. Die Keimung geschieht unter Bildung von Keimschläuchen. Die weitere Entwicklung der Ascosporen ist aber bis jetzt nur in einem Falle, nämlich an *Erysiphe graminis* von Wolff<sup>1)</sup> beobachtet worden. Dieselben treiben, wenn sie im Frühjahr aus dem platzenden Sporenschlauch ausgetreten sind, schon nach ca. 6 Stunden Keimschläuche. Auf Weizenblätter gesät, bildeten die Sporen an der Spitze ihrer Keimschläuche eine Anschwellung, aus welcher ein Haustorium in eine Epidermiszelle eindrang, worauf aus dem zwischen der Spore und dem Haustorium liegenden Stücker des Keimschlauches sich auf dem Blatte ein Mycelium entwickelte, welches bereits nach 10 Tagen Conidienträger hatte. Man darf hiernach die Ascosporen als die Überwinterungsorgane betrachten, aus denen der Pilz jedes Jahr sich entwickelt und wodurch die Krankheit neu erzeugt wird, während die Conidien als die eigentlichen Sommerporen die schnelle Verbreitung des Pilzes während des Sommers besorgen.

Bisweilen durchläuft ein Mehltaupilz den eben beschriebenen Ent-  
wickelungsgang nicht vollständig, indem er bei der Conidienbildung  
stehen bleibt. Solche Formen stellte man früher in die Gattung *Oidium*.  
Diese Gattungsbezeichnung muß einstweilen für diejenigen beibehalten  
werden, deren Perithezien noch nicht bekannt sind. Alle andern, deren  
Perithezien man kennt, werden nach der Beschaffenheit dieser in eine  
Reihe von Gattungen (s. S. 259 ff.) gebracht.

Die Wirkung des Mehltaues auf den befallenen Pflanzenteil  
scheint von den Punkten auszugehen, wo Haustorien in der Epidermis  
eingedrungen sind. Denn man bemerkt oft zuerst dort die Membran  
und den Inhalt der Epidermiszelle gebräunt. Späterhin treten an dem  
ganzen befallenen Organe Krankheits Symptome auf, welche als die  
schließliche Folge der fortdauernden Ausföhrung durch den Pilz betrachtet  
werden müssen. Dieselben sind verschieden, je nachdem der Pflanzenteil  
in völlig ausgebildetem Zustande oder bereits während seines  
Wachstums angegriffen wird. Im ersteren Falle verlieren die völlig

Wirkung der  
Mehltaupilze  
auf die Pflanze.

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1874, pag. 183.

erwachsenen grünen Blätter schneller oder langsamer ihr gesundes Grün, werden mehr gelb oder bräunlich, sterben endlich unter Zusammenwachsen ab und vertrocknen an der Pflanze oder fallen ab. Überzieht der Mehltau jugendliche Teile, wachsende Stengel und Tribspitzen samt den daran sitzenden unentwickelten Blättern, so tritt eine Stöckung des Wachstums und baldiges Verkümmern und Absterben ein; jedes junge Blatt bleibt dann auf der Größe, die es gerade erreicht hatte, stehen, und die Stengelspitze trocknet ein. Die verkümmerten Teile sind dann gewöhnlich ganz von dem weißen Mehltau befallen. Da der Pilz meistens schnell die Pflanze überzieht, so können krautartige Pflanzen dadurch ganz unterdrückt werden; an Holzpflanzen beschränkt sich der Schaden auf einzelne Triebe, beziehentlich Früchte. In allen diesen Fällen besteht also die Einwirkung in einer allmählichen Auszehrung der ergriffenen Teile. Selten ist die andre Form der Einwirkung, die sich als Hypertrophie darstellt; so zeigen z. B. die Stengel von *Galeopsis*, wenn sie von *Erysiphe lamprocarpa* befallen sind, bisweilen starke Verkrümmungen und Anschwellungen.

**Wirkungen**  
**äußerer Einflüsse.** Äußere Einflüsse können die Entwicklung des Mehltaues befördern. Dies gilt vom Klima, von der Lage, von der Witterung und von der Bodenbeschaffenheit, zum Teil wohl auch von den Kulturmethoden. Wie bei den meisten pilzparasitischen Krankheiten, so läßt sich um so mehr bei der epiphytischen Natur der hier in Betracht kommenden Schmarogger eine dauernd reichliche Feuchtigkeit als das kräftigste Beförderungsmittel der Mehltaukrankheiten erwarten. In der That weisen auch auf dieses Moment die meisten in dieser Beziehung gemachten Erfahrungen<sup>1)</sup> hin, welche sich vorzugsweise auf die Traubentrunkheit beziehen. In den feuchten Küstendörfern tritt dieselbe weit stärker als auf dem Kontinente auf, desgleichen in Gegenden mit regelmäßigen, häufigen Niederschlägen, wie an den Südhängen der Alpen, häufiger, als in andern; niedere und feuchte Lagen leiden mehr als hoch und trockene gelegene Weinberge. Auch die größere Wärme der südlichen Klimate scheint den Pilz zu begünstigen. Nach einer Beobachtung<sup>2)</sup> sollen gesunde Reben plötzlich nach Sirocco-Wetter erkrankt sein, während andre Winde keinen Schaden brachten. Auch bezüglich des Mehltaues des Getreides ist die Beobachtung gemacht worden, daß regenreiche Sommer und die Lagen in engen Thälern, an Gewässern, Seelen u. den Pilz begünstigen<sup>3)</sup>.

<sup>1)</sup> Bergl. v. Mohl, Botan. Zeitg. 1860, pag. 168. — Botan. Zeitg. 1854, pag. 259. — Conté in Compt. rend. 1868, pag. 1258, 1358.

<sup>2)</sup> Botan. Zeitg. 1869, pag. 243.

<sup>3)</sup> Bergl. Wagner in Jahressb. des Sonder-Ausf. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1892, pag. 407.

Mehrseitig ist behauptet worden, daß horizontal auf dem Boden liegende Neben gesunde Trauben lieferten, während die an den aufrecht gezogenen deselben Stocdes befindlichen Trauben erkrankten; doch sind in dieser Beziehung auch die gerade entgegengesetzten Angaben gemacht worden. Ebenso würde der etwaige Zusammenhang mit der Düngung nicht ohne weiteres aufzuklären sein. Man hat mehrfach Mangel an Düngung als einen die Krankheit begünstigenden Umstand bezeichnet, und will besonders nach Düngung mit Kali einen günstigen Erfolg beobachtet haben<sup>1)</sup>. Eine Gabe von Holzasche um die Stöcke in den Boden eingegraben soll die so behandelten Pflanzen vor der Traubentrunkheit geschützt haben, während die daneben stehenden ungedüngten vollständig vom Mehltau überzogen wurden<sup>2)</sup>. Beobachtungen, wonach die von Gallmilben hervorgerufenen Deformationen eine Prädisposition für Erysipheen-Entwicklung schaffen sollen, werden von Galtsoed und andern mitgeteilt<sup>3)</sup>.

Die Verhütungsmaßregeln gegen den Mehltau werden sich zunächst gegen die Überwinterungssporen des Pilzes, wo solche gebildet werden, zu richten haben. Das Stroh und alle Reste kranker Pflanzen, auf denen Mehltau mit Perithezien sitzt, dürfen nicht auf den Kompost oder sonst irgendwohin kommen, wo die Sporen im Frühjahr keimen würden, sondern sind am besten durch Verbrennen zu vernichten. Ist im Sommer der erste neue Mehltau erschienen, so kann man durch Entfernen der befallenen Blätter die ersten Herde für weitere Verbreitung unterbrechen. Aber wir besitzen gegen diese Pilze auch ein direktes Zerstörungsmittel, welches nicht zugleich die Nährpflanze angreift und daher nicht bloß ein Verhütungsmittel, sondern bei schon ausgebrochenem Mehltau ein wirkliches Heilmittel ist. Die Wirksamkeit des Mittels hängt damit zusammen, daß die Erysiphen epiphyt sind, also von äußerlichen Mitteln auch wirklich getroffen werden. Dieses Mittel ist das Schwefeln, d. h. das Bepudern der Pflanzen mit Schwefelblumen, was besonders gegen die Traubentrunkheit in Anwendung ist. Erfahrungsgemäß tötet der aufgestreute Schwefel nicht nur den vorhandenen Pilz, sondern schützt auch gesunde Pflanzen vor dem Befallenwerden. Man bedient sich dazu entweder eines trockenen Maurerpinsels, besser der besonders dazu gefertigten Schwefelquaste. Diese stellt einen Pinsel dar aus starken Wollfäden, welche in einen siebartigen Blechboden gefaßt sind, in welchen durch den hohlen Stiel die Schwefelblumen eingeschüttet werden; bei geringem Schütteln werden

Gegenmittel.

<sup>1)</sup> Vergl. Wiedermann's Centralbl. f. Agrilkulturchemie 1876. I., pag. 465.

<sup>2)</sup> Land- und forstw. Zeitg. Wien 1867, pag. 729.

<sup>3)</sup> Journ. of. Mycol. V. 1889, pag. 85, 134, 209.

die letzteren gleichmäßig über die Pflanzen verteilt. Oder man benutzt einen Handblasebalg, an dessen Spitze der mit Schwefelblumen gefüllte Behälter mit schnabelförmiger Streuvorrichtung angebracht ist. Man soll das Schwefeln wenigstens dreimal vornehmen, nämlich kurz vor der Blüte, kurz nachher und im August. Es wird berichtet, daß ein einmaliges Schwefeln zwar etwas Erfolg gegenüber den ungeschwefelten Weinstöcken ergeben habe, aber ein vollständiger Schutz gegen den Pilz erst durch drei- bis sechsmaliges Schwefeln erzielt worden sei. Nach den Versuchen von Nach<sup>1)</sup> wirkt der Schwefel um so besser, je größer seine Feinheit ist; die Schwefelblumen seien meist gröber als der gepulverte Schwefel, und besonders fein soll der aus der Schwefelleber durch Säurezusatz, am besten durch Salzsäure gefällte und vorsichtig getrocknete Schwefel sein. Außerdem sind noch andre Mittel in Vorschlag gebracht worden: eine Mischung von 1 kg frisch gelblichem Kalk und 3 kg Schwefelblumen mit 5 kg Wasser gekocht, dann mit 1 hl Wasser verdünnt und die Flüssigkeit aufgesprüht<sup>2)</sup>. Ferner hat man eine aus Sicilien stammende, feine, 40 Prozent Schwefel enthaltende Erde (*minerals greggio*) gestreut<sup>3)</sup>. Auch die bei der Bereitung des Schwefels in Sicilien bleibenden Rückstände (*Ginosa* genannt), welche bis zu 51 Prozent Schwefel enthalten können, hat man verwendet<sup>4)</sup>, desgleichen fein pulverisierten Schwefelkies, der 46—52 Prozent Schwefel enthält<sup>5)</sup>, und will nach allen diesen Mitteln dieselben oder selbst günstigere Resultate als beim Schwefeln erhalten haben. Wie zu erwarten, hat man! auch bei andern Mehltaupilzen, da es die gleichen Bildungen sind wie der Weintraubenpilz, die günstige Wirkung des Schwefels konstatiert. So bei dem Mehltau auf Weizen und Gerste<sup>6)</sup> und besonders beim Rosenmehltau. (Gegen den letzteren sind empfohlen worden<sup>7)</sup>: Schwefelblumen, oder schwefelhaltiges Wasser, oder Kalk mit Schwefelblumen gekocht; oder 1 Teil Schwefelkalkium auf 100 Teile Wasser oder 1 Teil schwarze Seife in 20 Teilen Wasser, oder eine Lösung von unterschwefligsaurem Natron, oder verdünnte Keimlösung oder Schwefeldampf. Ferner ist empfohlen worden eine Mischung von

<sup>1)</sup> Poutolog. Monatshefte von Lucas. 1884, pag. 170.

<sup>2)</sup> Wiener landw. Zeitg. 1868, Nr. 22.

<sup>3)</sup> Wochenbl. der Annal. der Landwirtschaft. in d. Preuß. Staaten 1871, Nr. 6.

<sup>4)</sup> Landw. Versuchstationen 1876, Nr. 1.

<sup>5)</sup> Compt. rend. 1876. II, pag. 214, 966.

<sup>6)</sup> Haberlandt, citiert in Wiedemann's Centralbl. f. Agriculturnchemie 1876, I, pag. 475.

<sup>7)</sup> Wochenbl. d. Annalen d. Landw. in d. Königl. preuß. Staaten 1870, Nr. 21, u. Gartenflora 1883, pag. 501.

100 Teilen Schwefelcalcium und 10 Teilen Gummiarabicum in 2 Kannen Wasser gelöst, oder statt dessen 4 gr Schwefelleber pro 1 l Wasser, oder die Polysulfure Grison genannte Mischung, die aus 250 gr Schwefel und ebensoviel gelbstem Kalk auf 3 l Wasser gekocht besteht<sup>1)</sup>. Auch gegen den Traubenpilz sind diese Mittel empfohlen worden, besonders aber auch wässrige Lösungen von Alkalisulfiden, welche durch einen Zersäueren auf die Blätter gebracht hier durch die Kohlensäure der Luft sich zersetzen und Schwefel in fein verteilter Form absetzen. Letzteres Mittel bewährte sich in halbprozentiger Lösung am besten, und die Aosen stellten sich dafür auf höchstens 4 Zr. pro Hektar gegenüber 30–40 Zr. für dreimalige Schwefelung derselben Fläche<sup>2)</sup>. Auch gegen den Stachelbeer-Mehltau in Nordamerika soll das Besprühen mit einer Lösung von Schwefelleber vorteilhaft gewirkt haben<sup>3)</sup>. Dem Apfelmehltau desgleichen auch dem Weimehltau soll in Amerika durch eine Besprühung der jungen Blätter mit ammoniakalischer Kupferlösung vorgebeugt worden sein<sup>4)</sup>. Die Frage, worauf die Wirkung der schwefelhaltigen Mittel beruht ist noch nicht entschieden; die meisten sind geneigt<sup>5)</sup> sie dahin zu beantworten, daß es auf die Bildung schwefeliger Säure ankommt. Moriz<sup>6)</sup> und Vaserow<sup>7)</sup> haben nachgewiesen, daß Schwefel an der Luft und bei Einwirkung des Sonnenlichtes sich langsam auf den Pflanzen zu schwefeliger Säure oxydiert. Poliacci<sup>8)</sup> fand, daß sowohl der Weimehltau als auch die Weinblätter selbst, wenn sie mit Schwefel bestreut worden sind, Schwefelwasserstoff entwickeln. Es ist indessen zu berücksichtigen, daß sowohl schwefelige Säure wie Schwefelwasserstoff schon in geringen Mengen für die Pflanzen selbst starke Gifte sind; freilich ist andererseits nicht festgestellt, ob die Mehltaupilze eine größere Empfindlichkeit gegen diese Gifte besitzen. Nicht unwahrscheinlich ist auch diejenige Ansicht, welche eine bloß mechanische Wirkung des Schwefelpulvers und ähnlicher, staubförmiger Einstreuungen annimmt. Man hat in der That mehrfach die Beobachtung gemacht, daß auch Chausseetaub, wenn er dick auf den Pflanzen lag, vor der Traubenkrankheit schützte<sup>9)</sup>. Endlich würde eine

<sup>1)</sup> Revue horticole. Paris 1885, pag. 109, 226, 410.

<sup>2)</sup> Centralbl. f. Agrikulturchemie 1885, pag. 821.

<sup>3)</sup> Journ. of Mycology. Washington 1891. V, pag. 33.

<sup>4)</sup> Report of the chief of the Section of veget. pathol. for the year 1889. Washington 1893.

<sup>5)</sup> Landwirtschaft. Versuchsstationen XXV. 1880, Heft. 1.

<sup>6)</sup> Centralbl. f. Agrikulturchemie 1883, pag. 700.

<sup>7)</sup> Vergl. Zucht, bot. Jahresber. 1876, pag. 125 u. 96.

<sup>8)</sup> Vergl. Monatschr. f. Pomologie von Oberbird und Lucas 1857, pag. 322, und v. Mohl, Bot. Ztg. 1860, pag. 172.

<sup>9)</sup> Kraut, Die Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. II.

Wahl solcher Rebenvarietäten in Betracht zu ziehen sein, welche erfahrungsmäßig von dem Pilze weniger stark befallen werden, worüber unten bei der Traubenkrankheit näheres bemerkt ist.

Historisches.

Der Mehltau scheint schon im Altertume bekannt gewesen zu sein, wenn man gewisse Stellen bei alten Schriftstellern so anlegen darf, wie z. B. bei Plinius, welcher mit *roratio* einen Tau bezeichnet, der das Abfallen der Weinbeeren bedingt. Dagegen bedeutet *ῥοοβή* der Griechen, wiewohl Einné davon den Namen *Erysiphe* zur Bezeichnung des Mehltaupilzes entlehnte, etwas ganz andres, nämlich den Rost (*robigo* der Römer, s. S. 138). Die Bezeichnung Mehltau ist ein von Alters her im Volksmunde gebräuchliches Wort und hängt mit der Vorstellung zusammen, welche derartige Überzüge auf Pflanzen als mit dem Regen oder Tau niedergefallen betrachtete. Bis heute hat sich diese Vorstellung im Volke erhalten; „es ist etwas aufgefallen“ heißt es allgemein, wenn plötzlich eine solche oder ähnliche Krankheit, die man sich nicht erklären kann, zum Vorschein kommt; Mehltau, Mehltaufraus, Mehlbrei, Rohe sind anderweite gangbare Bezeichnungen dafür. Die botanischen Schriftsteller nahmen den Namen Mehltau, Albigo, für die in Rede stehende Krankheit. Als Pilze wurden diese Bildungen zuerst von Einné unter dem Namen *Mucor Erysiphe* bezeichnet, Persoon beschrieb sie als *Sclerotium Erysiphe* und Hedwig stellte für sie die jetzige Gattung *Erysiphe* auf. Ungeachtet der Erkenntnis ihrer Pilznatur wurden die Mehltaupilze nicht für das Primäre, sondern für Produkte krankhafter organischer Exkrete der Pflanze gehalten von Unger<sup>1)</sup> und selbst noch von Meyen<sup>2)</sup>. Erst Zulasne's<sup>3)</sup>, Mohr's<sup>4)</sup> und de Bary's<sup>5)</sup> Arbeiten haben die richtige Kenntnis der Natur und Entwicklung der Erysipheen und ihrer Beziehungen zur Nährpflanze vermittelt.

Zahl, Verbreitung und Vorkommen der Erysipheen.

Es giebt in Europa einige 30 Arten Mehltaupilze, auch in andern Weltteilen sind solche gefunden worden, und es kann nicht bezweifelt werden, daß die Krankheit über die ganze Erde verbreitet ist. Jede Mehltaupilzart hat ihre besonderen Nährpflanzen, auf denen sie allein zu finden ist. Diese sind entweder auf eine Gattung beschränkt, oder es sind Gattungen aus einer und derselben Familie, bei einigen sogar Pflanzen aus sehr verschiedenen Familien. Es kann daher nicht irgend ein Mehltau auf jede beliebige Pflanze übergehen, sondern Übertragung ist nur innerhalb der Kreise der Nährpflanzen einer jeden Erysiphee möglich. Daher ist die Unterscheidung der einzelnen Mehltaupilzarten und die Umgrenzung ihres Nährpflanzenkreises von

<sup>1)</sup> Granthème der Pflanzen. Wien 1883, pag. 396.

<sup>2)</sup> Pflanzenpathologie, pag. 178.

<sup>3)</sup> Nouvelles observations sur les Erysiphees. Ann. des sc. nat. 4. sér. T. VI. pag. 299. — Bot. Zeitg. 1853, pag. 257. — Selecta Fungorum Carpologia I.

<sup>4)</sup> Über die Traubenkrankheit. Bot. Zeit. 1854, pag. 137.

<sup>5)</sup> Beitr. zur Morphol. u. Physiol. d. Pilze. III. Frankfurt 1870.

besonderer Wichtigkeit. Wir führen hier die einzelnen Arten nach den Gattungen an, in die man jetzt die alte Gattung Erysiphe, die früher sämtliche Arten umfaßte, zerteilt hat.

### I. Podosphaera Kze. et Lév.

Perithezien mit einem einzigen Ascus mit 8 Sporen. Anhängsel *Podosphaera.* auf dem Scheitel des Peritheciums, gerade, an ihrem Ende ein- oder mehrmals dichotom verzweigt (wie in Fig. 53). Conidien kettenförmig.

1. *Podosphaera tridactyla* (Wallr.), (*Podosphaera Kunzei* Lév., *Erysiphe tridactyla* Rabenh.), auf den Blättern von *Prunus Padus* sowie des Pflaumenbaumes (*Prunus domestica*) und des Schwarzdorns. In Michigan ist der Pilz auch auf Kirschbäumen sehr schädlich aufgetreten<sup>1)</sup>. Die Anhängsel doppelt so lang als der Durchmesser des Peritheciums. Auf *Prunus.*

2. *Podosphaera Oxyacanthae* (DC.), (*Podosphaera clandestina* auf Weißdorn z. Lév., *Erysiphe clandestina* Link.), auf den Blättern des Weißdorns, von *Sorbus Aucuparia* und *Mespilus germanica*, in Nordamerika auch auf den Blättern des Apfelbaumes. Anhängsel kaum so lang als der Durchmesser des Peritheciums. Auf Weißdorn z.

3. *Podosphaera myrtillina* (Schuberl) (*Podosphaera Kunzei* Lév., *Erysiphe myrtillina* Fr.), auf den Blättern von *Vaccinium Myrtillus* und *uliginosum*. Auf *Vaccinium.*

4. *Podosphaera Schlechtendalii* Lév., auf den Blättern von *Salix alba* und *viminalis* in Frankreich. Auf *Salix.*

### II. Sphaerotheca Lév.

Perithezien mit einem einzigen achtsporigen Ascus. Anhängsel am Grunde des Peritheciums entspringend, unverzweigt, stöckig geschlängelt (wie in Fig. 51 B). Conidien kettenförmig. *Sphaerotheca.*

1. *Sphaerotheca pannosa* (Wallr.) Lév., mit dickem, fast tuchartigem, weißem Mycelium und mit farblosen Fäden. Dieser Mehltau ist überall unter dem Namen Rosenweiß oder Rosenschimmel bekannt, überzieht Zweige und Blätter kultivierter Rosen und ist besonders für junge Triebe und Blätter verderblich, die dadurch im Wachstum zurückgehalten und getötet werden; bisweilen werden selbst die Blütenknospen vernichtet. Auch auf den Pflirschbäumen kommt er vor und überzieht hier die Oberseite und die Blätter junger Triebe, wobei die Blätter schrumpfen und oft sämtlich abfallen und die Früchte mitten in ihrer Ausbildung zurückbleiben und verderben. Auch in Nordamerika soll dieser Mehltau gefunden worden sein, und zwar in Kalifornien auf Pflirschbäumen, in Iowa auf Himbeeren, in Michigan auf Stachelbeeren<sup>1)</sup>. Auf Rosen.

2. *Sphaerotheca Castagnei* Lév. (*Erysiphe macularis* Schlechtend.), das Mycelium in begrenzten Flecken auftretend, die sich vergrößern und zusammenfließen, später immer sich mit zahlreichen Perithezien bedeckend, deren Anhängsel braun gefärbt sind, daher bräunliche Farbe annehmend. Auf Hopfen z.

<sup>1)</sup> Nach Farlow, refer. in Just, botan. Jahrbücher. für 1877, pag. 98.



Dieser Mehltau ist auf zahlreichen Pflanzen verschiedener Familien verbreitet, und zwar 1. auf Hopfen, besonders den jungen Trieben und Blättern höchst verderblich; 2. auf Rosaceen und verwandten Familien, nämlich auf *Fragaria*, *Potentilla*, *Geum*, *Alchemilla arvensis* und *Alchemilla vulgaris* (auf dieser hoch in die Gebirge gehend), *Sanguisorba officinalis*, *Spiraea Ulmaria* sowie auf dem Apfelbaum, 3. auf Balsamineen, nämlich auf *Impatiens Nolitangere*, 4. auf Cucurbitaceen, besonders auf Blättern der Gurken und Kürbisse, 5. auf Compositen sehr verbreitet, und zwar auf *Taraxacum officinale*, *Crepis*, *Senecio*, *Erigeron*, 6. auf Scrofulariaceen nämlich auf *Veronica*, *Euphrasia*, *Melampyrum*, 7. auf Plantagineen, und zwar *Plantago*-Arten.

Auf *Epilobium*.3. *Sphaerotheca Epilobii* (Link) Sacc., auf *Epilobium*-Arten.Auf *Sorbus*.4. *Sphaerotheca Niesslii* Thüm., auf *Sorbus Aria* in Nieder-Oesterreich.Auf Stachel-  
beeren.5. *Sphaerotheca morsuvae* Berk. et Curt., ein nordamerikanischer, bei uns unbekannter Pilz auf den Stachelbeerfrüchten, mit seinem dick polsterförmigen Mycelium die Beeren bedeckend und einhüllend, wodurch dieselben ausgefaßt, getötet und zum Abfallen gebracht werden. Er tritt in Pennsylvanien auf den in den Gärten gebauten Stachelbeeren epidemisch auf und soll mehrere Jahre hindurch die Ernte vollständig vernichtet haben<sup>1)</sup>.Auf *Geranium*.6. *Sphaerotheca fugax* Penn. et Sacc., auf *Geranium silvaticum* in Italien.Auf *Draba*.7. *Sphaerotheca Drabae* Fuch. auf *Draba hirta* in Norwegen.Auf *Apargia* u.  
*Erigeron*.8. *Sphaerotheca detonsa* Kieck., auf *Apargia* und *Erigeron* in Belgien.

Phyllactinia.

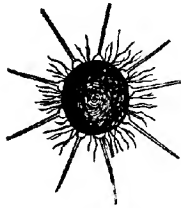


Fig. 52.

Auf verschiedenen **Perithecium** von *Phyllactinia suffulta*, von oben gesehen, darunter seine Mycel-fäden. Im Umfange des Peritheciums entspringen die nadel-förmigen, am Grunde blasen-förmig verdickten Anhängsel. Schwach vergrößert.

### III. Phyllactinia Lév.

Perithecien mit mehreren, zweisporigen Schläuchen. Anhängsel unterzweigigt, nadel-förmig gerade, am Grunde verbiegt (Fig. 52). Conidien einzeln.

*Phyllactinia suffulta* (Rabenh.), (*Phyllactinia guttata* Lév., *Erysiphe guttata* Link), nur auf Holzpflanzen, aber in verschiedenen Familien, nämlich auf den Blättern des Birnbaums, Weißdorns, von *Lonicera xylosteum*, der Esche, der gemeinen und der grauen Erle, Birke, Eiche, Buche, Hainbuche, Hasel, Hippophaë, Cornus, *Celastrus* etc.

### IV. Uncinula Lév.

Uncinula.

Perithecien mit mehreren, zwei- bis achtsporigen Schläuchen. Anhängsel aus dem oberen Teile des Peritheciums entspringend, an der

<sup>1)</sup> Bergl. Schweinitz, Synopsis of North American Fungi, pag. 270. — Coofe, The Erysiphe of the United States, Journ. of Botany 1872 No. 1. — Berkely und Curtis in Grevillea IV., pag. 158.

Spitze hakenförmig oder ranfenförmig eingerollt, dabei unverzweigt oder einmal gabelig geteilt (Fig. 53). Conidien fettenförmig.

1. *Uncinula Bivonae* Lév., mit zweisporigen Schläuchen, auf den Blättern von *Ulmus campestris*. Auf *Ulmus*.

2. *Uncinula macrospora* Peck, auf *Ulmus americana* und *alata* in Nordamerika.

3. *Uncinula Salicis* Waltr. (*Uncinula adunca* Lév.), mit vierisporigen Schläuchen auf den Blättern der Weiden- und Pappelarten und der Birken.

4. *Uncinula Prunastri* DC., (*Uncinula Wallrothii* Lév.), mit sechsisporigen Schläuchen, auf den Blättern des Schwarzborns.

5. *Uncinula Aceris* DC. (*Uncinula bicornis* Lév., *Erysiphe bicornis* Link), mit achtisporigen Schläuchen, auf den Blättern der Ahorne, vorzüglich auf *Acer campestre*, hier besonders die jungen Blätter und Triebe oft verderbend.

6. *Uncinula Tulasnei* Fuckel, auf *Acer platanoides* von der vorigen durch die kugelförmigen Conidien, die dort wie gewöhnlich ellipsoidisch sind, unterschieden.

7. *Uncinula spiralis* Berk. et Curt. (*Uncinula americana* How.), mit sechsisporigen Schläuchen, in Nord-Amerika auf den Blättern der dort einheimischen Reben, *Vitis Labrusca* und *Vitis cordifolia*. Der Pilz erscheint erst auf den älteren Blättern, macht daher unbedeutenden Schaden, soll zwar auch auf die Stämme der reifen Beeren übergehen, aber ohne diesen schädlich zu werden<sup>1)</sup>. Ob der Pilz mit dem europäischen *Oidium Tuckeri* (S. 265) identisch ist, bedarf noch der Entscheidung. Farlow<sup>2)</sup> bezeichnet die Meinung, daß *Oidium Tuckeri* in Amerika vorkomme, als nicht sicher erwiesen und hält eine Verwechslung mit der dort häufigen *Uncinula* für möglich, von deren *Oidium*-Form er sogar bemerkt, daß sie sich von dem *Oidium Tuckeri* vielleicht gar nicht unterscheide.

8. *Uncinula subfusca* Berk. et Curt. (*Uncinula Ampelopsidis* Peck), auf *Ampelopsis* in Nord-Amerika auf den Blättern von *Ampelopsis quinquefolia* gefunden worden.

9. *Uncinula Clintoni* Peck, auf den Blättern der *Tilia americana* in Nordamerika.

10. *Uncinula geniculata* Ger., auf den Blättern von *Morus rubra* in Nordamerika.

11. *Uncinula circinata* Cont. et Peck, auf *Acer saccharinum*, *spicatum* und *rubrum* in Nordamerika, durch unverzweigte Anhängel ausgezeichnet.

12. *Uncinula flexuosa* Peck, auf den Blättern von *Aesculus hippocastanum* in Nordamerika.

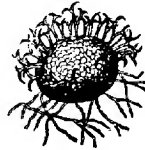


Fig. 53.

Perithecium von *Uncinula bicornis* Lév., unten auf Myceliumstüben sitzend; um den Scheitel die Anhängel. Schwach vergrößert.

Auf Weiden und Pappeln.

Auf Schwarzborn.

Auf *Acer campestre*.

Auf *Acer platanoides*.

Auf amerikanischen Reben.

Auf *Tilia*.

Auf *Morus*.

Auf *Acer* in Amerika.

Auf *Aesculus*.

<sup>1)</sup> Rejer. in *Zust*, botan. Jahressber. für 1876, pag. 139.

<sup>2)</sup> Bergl. *J. v. Thünen*, Pilze des Weinstodes. Wien 1878, pag 184 u. 12.

V. *Pleochaeta* Sacc. et Speg.

- Pleochaeta*. Peritheecien mit zahlreichen, borstenförmigen, an der Spitze geraden Anhängeln und mit zweisporigen Schläuchen.
- Auf *Celtis*. *Pleochaeta Curtisii* Sacc. et Speg. (*Uncinula polychaeta* Berk. et Curt.), auf *Celtis occidentalis* in Nordamerika.

VI. *Microsphaera* Lév. (*Calocladia* Lév.)

- Microsphaera*. Peritheecien mit mehreren, vier- bis achtsporigen Schläuchen, Anhängel aus dem mittleren Teile der Peritheecien entspringend, an ihrer Spitze wiederholt in regelmäßige, kurze Dichotomien geteilt (Fig. 54). Conidien kettenförmig.

Auf *Rhamnus*.

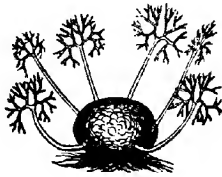


Fig. 54.

Auf *Alnus* etc.

**Peritheecium** von *Microsphaera Grossulariae* Lév. mit den an der Spitze wiederholt dichotomen Anhängeln. Schwach vergrößert.

Blättern von *Alnus glutinosa*, *Betula alba* und *pubescens*, *Rhamnus cathartica* und *Viburnum Opulus* und *Lantana*; in Nordamerika, auch auf *Syringa vulgaris*, *Juglans*, *Carya*, *Corylus*, *Platanus* und *Ulmus*.

Auf *Lonicera tatarica*.

3. *Microsphaera Ehrenbergii* Lév., auf *Lonicera tatarica*: Anhängel ungefähr so lang als das Peritheecium.

Auf *Evonymus*.

4. *Microsphaera Evonymi* DC. (*Microsphaera comata* Lév., *Erysiphe comata* Link). Peritheecien mit acht vier-sporigen Schläuchen; Anhängel sehr lang, haarförmig. Auf den Blättern von *Evonymus europaeus*.

Auf Stachelbeeren.

5. *Microsphaera Grossulariae* Lév. Anhängel der Peritheecien mehrmals dichotom verzweigt, mit geraden, fadenförmigen, zweizähligen letzten Zweigen; Schläuche 4—5 sporig. Auf den Blättern der Stachelbeeren.

Auf *Astragalus*.

6. *Microsphaera Astragali* DC. (*Microsphaera holosericea* Lév., *Erysiphe holosericea* Link). Anhängel einmal dichotom geteilt, mit fadenförmigen, geraden letzten Zweigen, nicht gezähnt. Auf den Blättern von *Astragalus glycyphyllos* und *virgatus*.

Auf *Berberis*.

7. *Microsphaera Berberidis* DC. (*Calocladia Berberidis* Lév.). Anhängel dreimal dichotom geteilt, mit fadenförmigen, geraden letzten Zweigen, nicht gezähnt. Auf den Blättern der Berberitze. *Oidium Berberidis* Thüm. ist wohl ein Conidienzustand dieses Pilzes.

1. *Microsphaera divaricata* Walbr., (*Calocladia divaricata* Lév., *Erysiphe divaricata* Link.). Peritheecien mit vier-sporigen Schläuchen; die Stängeln 5 Mal so lang als das Peritheecium, die letzten Zweige derselben an der Spitze verdickt und gekrümmelt. Auf den Blättern von *Rhamnus frangula* und *cathartica*, oft schon an den jungen Trieben und diese rasch vernichtend, auch auf den Früchten.

2. *Microsphaera Alni* DC.

(*Microsphaera Hedwigii*, *penicillata*, *Friesii* Lév., *Erysiphe penicillata* Link.), wie die vorige, aber die Schläuche 4- bis 8-sporig, und die Anhängel nur wenig länger als das Peritheecium. Auf den

## 11. Kapitel: Erysipheae, Mehltauartige

8. *Microsphaera Lonicerae* DC. (*Microsphaera Dubyi* Lévl.), auf *Lonicera*. Anhängel 3 bis 4 mal dichotom geteilt; Schläuche 4- bis 5 sporig wie bei den vorigen Arten. Auf den Blättern der *Lonicera*-Arten.
9. *Microsphaera Lycii* Lasch, Anhängel 2 bis 3 mal dichotom geteilt, mit verbünnten Endästen. Schläuche 2 sporig. Auf *Lycium barbarum* und *ruthenicum*. Auf *Lycium*.
10. *Microsphaera abbreviata* Peck, auf den Blättern von *Quercus bicolor* in Nordamerika. Auf *Quercus bicolor*.
11. *Microsphaera quercina* (Schw.) Burill, auf *Quercus alba*, *coccinea*, *rubra* etc. in Nordamerika. Auf *Quercus alba* etc.
12. *Microsphaera Platani* Howe auf *Platanus occidentalis* in Nordamerika. Auf *Platanus*.
13. *Microsphaera Vaccinii* Cook. et Peck, auf den Blättern von *Vaccinium vacillans*. Auf *Vaccinium*.
14. *Microsphaera ferruginea* Erikss., auf der unteren Blattseite von *Verbena hybrida* einen rostroten Überzug bildend, in Schweden. Auf *Verbena*.
15. *Microsphaera Symphoricarpi* Howe, auf *Symphoricarpos racemosus* in Nordamerika. Auf *Symphoricarpos*.
16. *Microsphaera Menispermii* Howe, auf *Menispermum canadense* in Nordamerika. Auf *Menispermum*.

## VII. Erysiphe Lévl.

Perithezien mit mehreren, zwei- bis achtsporigen Schläuchen; Anhängel meist unverzweigt, stöckig geschlängelt (Fig. 51 B). Conidien fettenförmig. Erysiphe.

1. *Erysiphe Cichoracearum* DC. (*Erysiphe lamprocarpa* Link). Schläuche meist zweisporig, Anhängel braun gefärbt. Die Haustorien sind nicht gelappt. Ein auf den Blättern und Stengeln krautartiger Pflanzen zahlreicher Familien verbreiteter Mehltau, nämlich 1. auf Compositen und zwar *Lappa*, *Cirsium*, *Centaurea*, *Sonchus*, *Prenanthes*, *Taraxacum*, *Cichorium*, *Intybus*, *Hieracium*, *Scorzonera hispanica*, *Xanthium*, 2. auf Plantagineen, nämlich *Plantago major*, 3. auf Scrofulariaceen, und zwar auf *Verbascum*, 4. auf Boragineen, nämlich *Symphytum*. Dieser Parasit bringt an seinen Nährpflanzen außer den gewöhnlichen Symptomen bisweilen auch Hypertrophien hervor; so fand ich an einem Blütenstängel von *Plantago major* Anfang von Verbänderung und an den unteren Deckblättern Ektholobie. Auf Compositen, Plantagineen, Scrofulariaceen, Boragineen.
2. *Erysiphe Galeopsidis* DC. (*Erysiphe lamprocarpa* Link), von der vorigen Art durch die gelappten Haustorien unterschieden. Die Sporen reifen erst Ende des Winters. Auf Labiaten, besonders *Galeopsis*, *Stachys*, *Lamium*, *Lycopus* etc. Auch hier werden bisweilen Hypertrophien an der Nährpflanze erzeugt; ich fand an einem Stengel von *Galeopsis pubescens* starke geschlängelte Krümmungen, Verdickung und Verbänderung und zugleich eine Anhäufung kleiner Adventivsprosse an den verdickten Stengelteilen. Auf Labiaten.
3. *Erysiphe communis* Wallr. Schläuche mit 4 und mehr Sporen, Anhängel braun gefärbt, zwei oder drei Mal länger als das Pflanzengewebe. Perithecium. Die Haustorien sind gelappt. Bis jetzt auf folgenden Pflanzen gefunden: 1. auf Papilionaceen, und zwar auf *Ononis*, *Lathyrus*, 2. Ranun-

culaceen, nämlich auf Clematis, Thalictrum, Ranunculus-Arten, Delphinium Ajacis, Aquilegia, Caltha, 3. Geraniaceen, und zwar Geranium pratense, 4. Onagraceen, nämlich Circaea, 5. Erythriaceen, nämlich Lythrum Salicaria, 6. Polygonaceen, nämlich Rumex Acetosella und Polygonum aviculare, 7. Dipsaceen, und zwar auf Knautia und Dipsacus sylvestris, 8. Valerianaceen, nämlich Valeriana officinalis, 9. Convolvulaceen, nämlich Convolvulus arvensis.

Auf Cornus.

4. Erysiphetortilis Wallr., Schläuche vier- bis sechssporig. Anhängsel braun gefärbt, zehn und mehrmal länger als das Perithecium. Auf den Blättern von Cornus sanguinea.

Auf Artemisia  
u. Tanacetum.

5. Erysiphe Linkii Lév. Durch die farblosen Anhängsel und zweisporige Schläuche unterschieden, auf den Blättern von Artemisia vulgaris und Absinthium und Tanacetum vulgare.

Auf Weizen und  
andern  
Gramineen.

6. Erysiphe graminis Lév. Perithecien in dem dick polsterförmigen Mycelium halb eingesenkt, mit farblosen Anhängseln; Schläuche vier- oder achtspporig. Der Conidiengustand ist das alte Oidium moniloides Link. Auf den Blättern verschiedener Gramineen, sowohl Getreidearten als Gräsern, z. B. häufig auf Dactylis. Von den Getreidearten wird besonders der Weizen oft befallen. Auch in England und in Nordamerika soll der Weizenmehltau oft sehr schädlich auftreten<sup>1)</sup>.

Auf verschiedenen  
Pflanzenfamilien

7. Erysiphe Martii Lév. Wie die vorige, aber die Perithecien auf dünnem Mycelium sitzend, nicht eingesenkt. Dieser Mehltau ist verbreitet auf folgenden Familien: 1. Papilionaceen und zwar auf Koffler (oft große Striche in den Aestecken weiß färbend, indem er die Pflanzen ganz überzieht), Infarnattlee, Trifolium medium, filiforme etc., auf Melilotus, Melicago, Orobus, Vicia, Lupinus, auch auf Acacia Lophantha beobachtet. 2. Hypericaceen, nämlich Hypericum, 3. Urticaceen, nämlich Urtica dioica, 4. Spiraceen, nämlich Spiraea ulmaria, 5. Cruciferen, nämlich auf Hesperis, Capsella und Brassica-Arten, 6. Rubiaceen, und zwar auf Galium-Arten, 7. Convolvulaceen, nämlich auf Calystegia sepium.

Auf Umbelliferen.

8. Erysiphe Umbelliferarum de By. Dieser mit der vorigen Art früher vereinigte Pilz, welcher sich durch genau walzenförmige, nicht ellipsoide Conidien unterscheidet, kommt auf verschiedenen Umbelliferen vor, besonders Anthriscus, Pastinaca, Heracleum, Peucedanum, Angelica, Pimpinella, Falcaria.

Auf Euphorbia.

9. Erysiphe gigantasca Sorok. et Thini., auf Euphorbia platyphyllos und Esula in Kasan.

Auf Alnus.

10. Erysiphe vernalis Karst., auf Ästchen von Alnus incana in Finnland.

Auf Weinstod.

11. Erysiphe necator Schw. ist schon von Schweinigg<sup>2)</sup> auf den Trauben von Vitis labrusca in den Weinbergen Pensylvaniens gefunden worden. Er soll die Trauben zerstören.

12. Erysiphe vitigera Cooke et Mass., ist auf den Blättern von Vitis vinifera bei Melbourne in Australien sehr schädigend beobachtet worden. Von dem Oidium Fuckeri (s. unten) dürften dieser und der vorige Pilz

<sup>1)</sup> Vergl. Zussl. bot. Jahressber. für 1877, pag. 98 u. 101, und 1883, I, pag. 368.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 270. — Vergl. auch F. v. Thümen, Pilze des Weinstodes, pag. 11.

verschieden sein, da die Conidien davon abweichend zu sein scheinen und bisher bei jenem noch keine Peritheccien gefunden worden sind.

13. Erysiphe Liriodendri Schw., auf Liriodendron tulipifera in Nordamerika. Auf Liriodendron.

### VIII. Erysiphella Peck.

Den Peritheccien fehlen die Anhängsel.

Erysiphella.

Erysiphella aggregata Peck., auf den weiblichen Röhren von Alnus serrulata in Nordamerika. Auf Alnus.

### IX. Saccardia Cooke.

Peritheccien mit mehreren achtsporigen Schläuchen; die Sporen sind mehrgzellig. Saccardia.

1. Saccardia quercina Cooke, auf den Blättern von Quercus virens in Nordamerika. Auf Quercus in America.

2. Saccardia Martini Ell., auf den Blättern von Quercus laurifolia in Nordamerika.

### X. Oidium-Formen.

Außer den aufgezählten Mehltaufrankheiten giebt es noch einige Oidium-Formen, bei denen bis jetzt der Parasit nur im conidienbildenden Zustand (Oidium-Form) gefunden worden ist, die Peritheccien unbekannt sind. Bis zum Bekanntwerden der letzteren bleibt es unentschieden, ob die folgenden Pilze zu einer der aufgezählten Erysipheen gehören oder besondere Arten sind.

1. Oidium Tuckeri Berk., der Pilz der Traubenkrankheit. Der Mehltau des Weinstocks wurde zuerst 1845 in England von einem Gärtner in Margate, Namens Tucker, entdeckt. Verkeley erkannte 1847, daß es ein Pilz ist. Im Jahre 1848 bemerkte man die Traubenkrankheit in Frankreich zuerst bei Versailles. In den nächsten Jahren verbreitete sie sich weiter und 1851 kannte man sie so ziemlich in allen weinbauenden Ländern Europas: ganz Frankreich, die Schweiz und Deutschland waren infiziert und besonders furchtbar hauste sie im gesamten Mittelmeergebiete, in Italien, Kleinasien, Syrien, Ägypten, und 1852 erschien sie auch auf Madeira. Vielfach zeigte sich der Pilz zuerst in den Treibereien und danach auch im Freien. Es ist aber kaum zu bezweifeln, daß die Krankheit stellenweise schon weit früher aufgetreten, aber nicht allgemeiner beachtet worden ist; so in gewissen Gegenden Frankreichs und auf Madeira<sup>1)</sup>. In der neueren Zeit scheint der Pilz mehr zurückgetreten zu sein, während die Peronospora viticola (S. 71) mehr die Aufmerksamkeit auf sich zog; indessen ist er neuerdings mehrfach in London und im Elsaß bemerkt worden<sup>2)</sup>. Bald nach der Blüte des Weinstocks erscheinen zuerst auf den jüngeren Blättern die sehr dünnen, spinnwebartigen, weißen Mehltauüberzüge, welche sich rasch vergrößern und auf die Zweige und älteren Blätter übergehen. An diesen

<sup>1)</sup> Vergl. die Angaben bei Gallier, Phytopathologie, pag. 296–297.

<sup>2)</sup> Jahresber. d. Sonderausch. f. Pflanzenchutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1898, pag. 433.

Teilen ist oft keine besonders schädliche Wirkung des Pilzes zu bemerken. Wenn dagegen das Oidium auf die jungen Beeren übergeht, so verderben dieselben, meist noch ehe sie die Größe von Erbsen erreicht haben. Es bilden sich auf derselben zuerst braune Flecken, welche späterhin zusammenfließen und das Absterben der Epidermis anzeigen. Letztere vermag dann nicht mehr durch Wachstum der Ausdehnung des Beerenfleisches zu folgen und berstet; es bilden sich anfangs feine, dann weit klaffende Risse, was Absterben und Fäulnis der Beere zur Folge hat. Nur die Samenkerne bekommen trotzdem anscheinend normale Ausbildung. Beeren, die einseitig vom Parasiten befallen sind, können auch nur einseitig erkranken und verderben und dadurch unregelmäßige Form annehmen. Überall, wo die Traubenkrankheit untersucht wurde<sup>1)</sup>, zeigte sich immer derselbe Pilz: ein nur auf der lebenden Epidermis wachsendes, durch die oben (S. 251) beschriebenen, lappig geteilten Haustorien auf ihr befestigtes Mycelium, mit Conidienträgern, deren jeder meist eine einzige, eiförmige Spore abschneidet (Fig. 55). Die Verbreitung des Pilzes auf der Pflanze erfolgt nicht nur

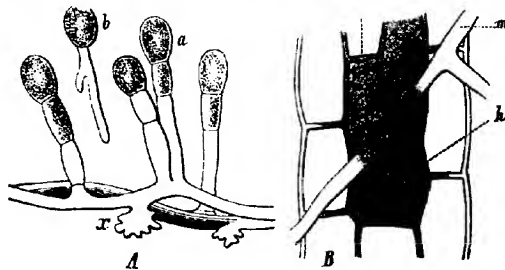


Fig. 55.

**Der Pilz der Traubenkrankheit** (*Oidium Tuckeri* Berk.) A Conidienträger, die aus dem Mycelium entspringen und eine einzige Conidie a an ihrer Spitze abschneiden. x die Haustorien. b eine keimende Conidie. 400fach vergrößert. Nach Schacht. B Ein Stück abgezogene Epidermis einer befallenen Weinbeere. m ein Myceliumfaden, in der Mitte ein gelapptes Haustorium x bildend, aus welchem ein Saugröhrchen h in die Epidermiszelle eingedrungen ist. Rings um die Stelle ist die Epidermis gebräunt. Vergrößerung ebenso. Nach de Bary.

durch das wachsende Mycelium, sondern vorzugsweise auch durch die abgelösten und an andre Punkte gewehten Conidien, welche hier sogleich wieder keimen und das Mycelium erzeugen. Da bei diesem Pilze keine Perithezien bekannt sind, so überwintern hier vielleicht Mycelteile oder die Conidien auf der Rinde der Reben. Es kommt, besonders in den Ländern südlich der Alpen und westlich des Rheins, auch noch eine andre Fruchtform im Weinstau des Weinstockes vor, die schon anfänglich für eine fremdartige Pilzbildung betrachtet und *Ampelomyces quisqualis* Cer. oder *Cicinobolus*

<sup>1)</sup> Vergl. v. Mohl, Bot. Zeitg. 1852, pag. 9; 1853, pag. 588; 1854, pag. 137.

florentinus Ehrh. genannt wurde. Später haben Tulasne und v. Mohl sie für eine Fruchtform der Mehltaupilze, für die Pykniden derselben gehalten, die man auch noch an andern Arten von Mehltaupilzen auffand. De Bary (l. c.) hat aber einen fremdartigen, in den Erysiphen scharogenden Pilz erkannt und ihn *Cicinobolus Cesatii de By.* genannt. Sein Mycelium wächst in den Mycel- und Fruchthyphen der Erysiphe (Fig. 56) und bildet seine Pyknidenkapsel innerhalb einer sich ausweitenden Conidie, diese vollständig erfüllend. Aus der reifen Pyknide werden die im Innern gebildeten zahlreichen, kleinen Sporen an der Spitze in rankenförmigen Massen ausgestoßen (Fig. 56 r). Auch in jungen Peritheciën von Erysiphe können sich die parasitischen Pykniden bilden. De Bary konnte diesen Parasit des Trauben-Oidium auch durch Ausfaat der Sporen auf den Mehltau von Galeopsis etc. züchten. Ein *Cicinobolus* ist auch neuerdings auf *Sphaerotheca Castagnei* des Hopfens beobachtet worden<sup>1)</sup>. Was seinen Einfluß auf das Oidium anlangt, so ist zwar unleugbar, daß er dasselbe an der Fruchtbildung hindert und bei reichlicher Entwicklung fast ganz vernichten kann<sup>2)</sup>, doch möchte es nicht geraten sein, gar zu sanguinische Hoffnungen auf seine Nützlichkeit zu bauen.

Nach den Peritheciën des Traubenpilzes muß noch geforscht werden. Ob sie auf andern Nährspecie als *Vitis vinifera* sich entwickeln, und welches ihr Vaterland ist, oder ob sie nur unter gewissen Bedingungen auf dem Weinstock entstehen und unter welchen, sind Fragen, welche die Zukunft beantworten muß. Fuctel<sup>3)</sup> rechnete dieses Oidium mit zu *Sphaerotheca Castagnei*. De Bary (l. c.) hat aber gezeigt, daß vor allem die Verschiedenheit des Haustoriums dagegen spricht, in welchem der Traubenpilz eher der auf sehr verschiedenen Pflanzen vorkommenden Erysiphe communis, sowie der *Uncinula adunca* auf Pappeln ähnlich.

Von den äußeren Einflüssen welche die Traubenkrankheit begünstigen, und von den Gegenmitteln ist oben (S. 256) schon die Rede gewesen.

Hinzuzufügen ist, daß gewisse Rebsorten für die Krankheit empfänglicher zu sein scheinen. Als solche werden besonders Malvaßer und Muscateller, dagegen Traminer und Rieslinge als widerstandsfähiger bezeichnet. Übrigens ist nachgewiesen, daß der Pilz nicht bloß unsern Weinstock befallt, sondern bei uns auch amerikanische Arten, nämlich *Vitis aestivalis*, *Vitis*

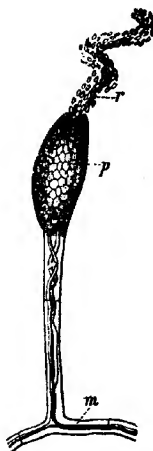


Fig. 56.

*Cicinobolus Cesatii de By.* Der Parasit im Traubenpilze. m sein Mycelium. p Pyknidenfrucht. r ausgestoßene Sporen. Nach de Bary.

<sup>1)</sup> Vergl. Fautrey, Revue mycolog. 1890, pag. 73 u. 176.

<sup>2)</sup> Vergl. auch Schulzer von Müggenburg, Öster. botan. Zeitschr. 1875, pag. 298, und F. v. Thümen, l. c., pag. 179.

<sup>3)</sup> Symbolae mycolog., pag. 79.



- riparia und Vitis candicans<sup>1)</sup>. Man vergleiche übrigens das über das amerikanische Oidium bei Uncinula spiralis (S. 261) Gesagte.
- Auf Laurus. 2. Oidium Passerinii, auf Laurus lusitanica in Frankreich und Italien.
- Auf Viola. 3. Oidium Violae Pass., auf kultivierter Viola tricolor in Italien.
- Auf Abelmoschas u. Hibiscus. 4. Oidium Abelmoschi Thüm., auf Abelmoschus moschatus und Hibiscus esculentus.
- Auf Erdbeeren. 5. Oidium Fragariae Harz, auf Ananas- und Erdbeeren in Münchener Treibhäusern.
- Auf Himbeeren. 6. Oidium Ruborum Rabenh. Auf den Blättern der in den Gärten kultivierten Himbeersträucher<sup>2)</sup>.
- Auf Apfelbaum. 7. Oidium farinosum Cooke, auf den Blättern des Apfelbaumes, nach Thümen<sup>3)</sup> in Krain, Siebenbürgen, bis ins nördliche Frankreich und England verbreitet. Es fragt sich ob der Pilz mit Podospaera Oxyacanthae oder Sphaerotheca Castagnei identisch ist.
- Auf Mespilus. 8. Oidium mespilinum Thüm., auf Mespilus germanica in Sibirien.
- Auf Cydonia. 9. Oidium Cydoniae Pass., auf Blättern von Cydonia vulgaris in Italien.
- Auf Colutea. 10. Oidium Coluteae Thüm., auf Colutea arborescens in Göttingen.
- Auf Erica. 11. Oidium ericinum Eriks., auf den als Topfpflanzen kultivierten Erica gracilis etc. in Schweden.
- Auf Verbena. 12. Oidium Verbenae Thüm. auf Verbena in Göttingen.
- Auf Jasminum. 13. Oidium pactolinum Cooke, auf Jasminum Sambac in Gewächshäusern in England.
- Auf Tabak. 14. Oidium Tabaci Thüm., auf den Blättern des Tabaks in Portugal und in Italien.
- Auf Salvia. 15. Oidium Verbenaceae Pass., auf Salvia Verbenacea in Italien.
- Auf Hyssopus. 16. Oidium Hyssopi Eriks., auf Hyssopus officinalis in Schweden.
- Auf Solanum. 17. Oidium lycopersicum Cooke et Mass., auf Blättern und Stengeln von Solanum lycopersicum in England.
- Auf Chrysanthemum. 18. Oidium Chrysanthemi Rabenh., wurde von Rabenhorski<sup>4)</sup> auf den Winter-Chrysanthemums einer Dresdner Handelsgärtnerei (wohl Chrysanthemum indicum oder sinense?) im Herbst gefunden, wo fast alle Individuen sowohl auf den Blütenknospen, welche verdarben, als auch auf den Blättern befallen waren. Auch in Schweden wurde der Pilz auf dieser Pflanze von Eriksson beobachtet. — Einen ähnlichen Mehltau fand H. Braun<sup>5)</sup> auf den Cinerarien im Berliner botanischen Garten. Einen andern beobachtete ich im Leipziger Garten auf Hardenbergia.
- Auf Valerianella. 19. Oidium Valerianellae Fackel, auf Valerianella carinata.

<sup>1)</sup> Vergl. F. v. Thümen, l. c., pag. 3.

<sup>2)</sup> Von Rabenhorski (Fungi europaei Nr. 2473), auch von Fiedel (Symb. mycol., pag. 86) beobachtet.

<sup>3)</sup> Österr. landw. Wochenbl., Wien 1888, pag. 126 und: Aus dem Laboratorium der k. k. chem. physiol. Versuchsanstalt zu Klosterneuburg, Nr. 14.

<sup>4)</sup> Hedwigia I. 1853, Nr. 5.

<sup>5)</sup> Pflanzenkrankheiten durch Pilze, pag. 174.

## Zwölftes Kapitel.

## Perisporiace.

In dieser Familie sind sowohl Pilze von saprophyter Lebensweise (die Haupt-Schimmelpilzgattungen *Penicillium* und *Aspergillus* gehören hierher), als auch solche von parasitärer Natur vereinigt. Die letzteren, mit denen wir es hier allein zu thun haben, sind durch gewisse übereinstimmende Merkmale charakterisiert, welche sich vorzüglich auf die Krankheits-Symptome beziehen, unter welchen sie an ihren Nährpflanzen auftreten. Sie sind wie die Erysipheen vorwiegend epiphyte Parasiten, welche sich also nur oder hauptsächlich auf der Oberfläche der Pflanzenteile, meist auf Blättern und Stengelorganen, ausbreiten. Sie besitzen ein kräftig entwickeltes, dauerhaftes, meist gebräuntes Mycelium und erscheinen daher wie dunkle, ziemlich schwarze Überzüge auf der Pflanze, die man generell Rußtau zu nennen pflegt. Die mit diesem Namen bezeichneten Krankheitserscheinungen der Pflanzen können also von sehr verschiedenartigen Pilzen veranlaßt sein, da es, wie das folgende zeigen wird, zahlreiche solche Perisporiceen giebt, welche auf den verschiedensten Pflanzen vorkommen. Das Mycelium dieser Pilze zeigt oft eine reichliche Conidienbildung, indem auf seitlichen Zweigen der Myceliumfäden ebenfalls braun gefärbte, leicht keimende Conidien abgegrenzt werden; je nach ihrer verschiedenen Form hat man früher diese Conidienbildungen, die bisweilen als die einzige Fructifikationsform auf dem Mycelium gefunden werden, mit verschiedenen Pilznamen belegt, die wir bei den einzelnen Gattungen mit anführen. Die Myceliumfäden selbst haben häufig die Neigung, in sporenartige Zellen zu zerfallen, die ebenfalls selbständig keimen können, die also nach dem gegenwärtigen Sprachgebrauch als Gemmen oder Chlamydosporen zu bezeichnen sind; besonders häufig kommt es vor, daß Myceliumfäden in kurze, sich abrundende Gliederzellen sich teilen und also perlschnurförmige Ketten brauner Chlamydosporen darstellen, eine früher allgemein unter dem Namen *Torula* beschriebene Form; nicht minder häufig bilden sich aus solchen Gliederzellen durch noch weiter gehende Zellteilungen Zellkomplexe von unregelmäßiger Form und verschiedener Größe, deren Teilzellen ebenfalls keimfähig sind. Die Perithecten, d. i. die die Sporenschläuche erzeugenden Früchte, entwickeln sich auf dem rußtauartigen Mycelium, also ebenfalls oberflächlich, kommen jedoch sehr oft nicht zur Perfection, wodurch dann eine genaue Bestimmung des Pilzes verhindert wird; es sind kleine, einzeln stehende, runde oder flache, ebenfalls dunkelgefärbte Kapseln ohne Röhre; doch kommt bei manchen eine sehr unscheinbare

Perisporiace.  
Rußtau.

Mündung vor, wodurch dieser Pilz schon den Übergang zu den Phycomyceten machen. Was den Einfluß dieser Pilze auf die Pflanze anlangt, so ist derselbe im allgemeinen viel gutartiger als er sonst bei eigentlichen Parasiten zu sein pflegt. Man ist überhaupt zu der Ansicht berechtigt, daß diese Pilze, wenigstens diejenigen, welche streng nur auf der Oberfläche der Pflanzenteile leben und nicht ins Innere derselben eindringen, sich auch nur von Substanzen ernähren, die an der Oberfläche der Pflanzenteile sich ansammeln, namentlich von Ausscheidungen der Blattläuse etc., also nicht zu den echten Parasiten zu rechnen sind, obwohl sie allerdings durch ihre starke Anhäufung auf der Pflanze sekundäre Störungen veranlassen können.

### I. Capnodium.

#### Capnodium.

In diese Gattung gehören die Pilze, welche am häufigsten den Rußtau veranlassen. Sie ist charakterisiert durch die Gestalt der Perithecien; diese sind vertikal verlängert, cylindrisch bis keulenförmig, nicht selten sogar verzweigt und öffnen sich am Scheitel, indem sie da selbst meist lappig zerreißen (Fig. 59); sie enthalten mehrere vertikal eiförmige, achtoporige Asci; die Sporen sind vier- bis mehrzellig, oft mit Quer- und Längswänden, gelb oder gelbbrau. Das Mycelium bildet eine gleichmäßig zusammenhängende, dünne, leicht von den Blättern abhebbare, schwarzbraune Kruste und trägt gewöhnlich verschiedene Formen von Chlamydosporen und Conidien, nicht selten auch Conidienfrüchte (Pykniden) und Spermogonien. Dagegen treten die Perithecien verhältnismäßig selten auf. Daher sind möglicherweise in der erstgenannten gemeinsten Spezies verschiedene Arten vereinigt; anderseits ist es fraglich, ob von den andern Spezies, welche man unterschieden hat und bei denen vielfach die Perithecien noch unbekannt sind, nicht auch die meisten zu der erstgenannten Art zu rechnen sind. Trotz dieser vollständigen Unsicherheit in der Abgrenzung der Arten zählen wir hier die bisher aufgestellten Spezies mit ihren Nährpflanzen auf.

#### Rußtau des Hopfens.

1. *Capnodium salicinum* Mont. (*Fumago salicina* Tul.) Zu dieser Spezies gehört besonders der Rußtau des Hopfens, auch schwarzer Brand am Hopfen genannt, ferner der Rußtau vieler einheimischer Holzpflanzen, namentlich der Ulmen, Pappeln, Weiden, Birken, Eichen, Eiben, Kiefern, Apfelbäume etc.

Das Mycelium dieses Pilzes ist streng epiphyt, bildet meist eine dünne, schwarze oder schwarzbraune, zusammenhängende Kruste, die sich mit Leichtigkeit von der Epidermis abheben läßt, und dringt auch nicht einmal mit Haustorien, wie die MehltauPilze, in die Epidermiszellen ein. Anfangs besteht es aus farblosen, durch Querscheidewände ziemlich kurz gegliederten und reichlich verzweigten Fäden, die gewöhnlich zu einer lückenlosen, parenchymatösen

Schicht aneinander geschlossen sind (Fig. 57 A). Die äußeren Membranschichten dieser Zellen sind oft gallertartig aufgequollen, dadurch einigermassen mit einander verklebt und wohl auch der Epidermis besser anhaftend. Auf dieser farblosen Schicht treten alsbald verschiedene weitere Bildungen des Myceliums auf, deren Zellen von dunkler Farbe sind und die Schwärzung bedingen. Diese Zellen sind von größerem Durchmesser und haben ziemlich dicke, mehr oder wenig dunkelbraun gefärbte Membranen. Sie treten an vielen Stellen

als Sprossungen aus der farblosen parenchymatösen Schicht hervor. Entweder werden sie zu langgestreckten, gleichförmigen, septierten Fäden, die unter Verzweigung und oft auch unter gegenseitigen

Anastomosen in gerader oder geschlängelter Richtung auf der Unterlage umherwachsen und diesen Charakter beibehalten. Bisweilen treten diese Fäden zu Strängen von bandförmiger Gestalt zusammen, ja sie können sich stellenweise sogar zu kleinen parenchymatischen Zellenflächen vereinigen. Ferner treten verschiedenartige Bildungen auf, die man als Gemmen oder Chlamidosporen bezeichnen

muß, weil sie sich leicht von der Unterlage ablösen und den Charakter von Fortpflanzungsorganen haben. Dieses sind erstens die früher als *Torula* bezeichneten Bildungen. Sie entstehen, indem die Gliederzellen der Fäden durch nachträgliche Teilung mittelst Quervänden zu ungefähr isodiametrischen Zellen werden, welche bauchig anschwellen; dadurch werden die Fäden torulös, d. h. perlenschnurförmig gegliedert, und die Gliederzellen lösen sich leicht von einander. Jede kann durch eine nochmalige Quervand zweifächerig werden (Fig. 57 A, t). Diese *Torula* entsteht sowohl durch Umwandlung schon gebräunter Fäden, als auch unmittelbar aus farblosen und zarteren Fäden, indem erst mit oder nach der Anschwellung der Zellen die Bräunung.



Fig. 57.

**Mycelium des Aufstauptüzes** von der Oberfläche eines Eichenblattes. A Auf der farblosen parenchymatösen Schicht, die in der Zeichnung nur zum Teil ausgeführt ist, sieht man die verschiedenen andern Bestandteile des Myceliums und zwar braungefärbte Fäden (h) und die verschiedenen Formen von Gemmen, nämlich die Ketten von *Torula* (t) und die Zellkörper von *Coniothecium* (et). 300fach vergrößert. B Gemmen, in eine Zuckerlösung ausgefät und nach zwei Tagen gefeimt, mit farblosen Keimfäulchen.

der Membranen eintritt. Überhaupt sind hinsichtlich der Stärke der Fäden und der Bräunung der Membranen alle Übergänge vorhanden. Zweitens tritt Gemmenbildung in derjenigen Form ein, welche die Mykologen als *Coniothecium* bezeichnet haben: ein oder mehrere beisammenstehende Gliederzellen schwellen an und teilen sich wiederholt durch Scheidewände, die in verschiedenen Richtungen des Raumes stehen, so daß unregelmäßige, verschieden große Zellenkomplexe entstehen (Fig. 58 A, c t), welche dem Mycelium aufliegen, bisweilen noch deutlich mit dem Faden, der sie erzeugte, in Verbindung sind, und wegen der tiefen Bräunung der Membranen schwarz und völlig undurchsichtig werden. Zwischen *Coniothecium* und *Torula* besteht nach dem Gesagten ebenfalls keine feste Grenze. Beide Formen von Gemmen sind keim-

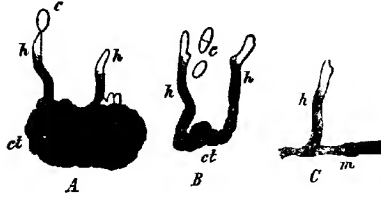


Fig. 58.

**Conidienträger (*Cladosporium*) des Rußtaupilzes,** Fruchttypen h, auf denen die Conidien c abgehuscht werden, bei A auf einem *Coniothecium*-Körper, ct, bei B auf kleineren, mehr *Torula*-artigen Gemmen ct, bei C aus einem Myceliumfaden m entspringend. 300fach vergrößert.

fähig; ihre Zellen können Keimschläuche treiben, die wieder zu Myceliumsfäden heranwachsen (Fig. 58 B). Zopf<sup>1)</sup> hat auch die einzelnen Gliederzellen der braunen Mycelfäden nach Zerstückelung in gleicher Weise keimfähig gefunden. Oft bleibt die ganze Rußtaubildung auf diesem Zustande stehen. Bisweilen aber erscheinen eigentliche Fruchtorgane, die aus

dem Mycelium ihren Ursprung nehmen. Das sind 1. Conidienträger (Fig. 58), häufig von der Form des *Cladosporium*, d. h. einfache, kurze, bisweilen jedoch auch längere, durch einige Quermände septierte, oft etwas kniffig verbogene, vertikal auf dem Mycelium aufgerichtete, braune Fäden, die auf der helleren Spitze zuerst am Scheitel, dann auch an einer oder einigen seitlichen, äußerst kleinen Vorsprüngen eine elliptische, anfangs einzellige, später oft zweizellige und sich bräunende Conidie, wohl auch mehrere dergleichen fettenförmig verbunden abschütten, die sehr leicht von dem Träger abfallen. Sie hießen bei den älteren Mykologen *Cladosporium Fumago* Link. Dieselben entspringen entweder unmittelbar aus einer einfachen braunen Mycelhyphse oder aus den *Coniothecium*-Körpern, sowohl aus sehr kleinen, wie aus großen, schwarzen Knollen oder Polstern, deren Oberfläche bisweilen wie bespitzt mit Conidienträgern erscheint (Fig. 58 A). 2. Eine Reihe anderer Conidienträgerformen hat Zopf<sup>2)</sup> bei Kultur des Pilzes auf Fruchtstäben, jedoch auch spontan auf Pflanzen eines Palmenhauses beobachtet, und teilweise sind sie auch früher schon spontan gefunden worden (vergl. unten Rußtau des Kaffeebaumes). Zunächst einfache Fruchttypen, welche Zweige bilden, die sich dem Hauptfaden anlegen; nach oben wird das Fadenbüschel

<sup>1)</sup> Die Conidienträger von *Fumago*. Halle 1878, pag. 11.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 15 ff.



Tieren abgeforderten Zuckerssekreten bespritzt sind. Meyen<sup>1)</sup> ist geradezu der Ansicht, daß der Rußtau nur eine Folge des durch die Blattläuse verursachten Honigtaues sei, und Zopf (l. c.) hat neuerdings daselbe noch bestimmter behauptet. Ohne Zweifel bieten die mit Honigtau überzogenen Stellen dem Pilze eine günstige Unterlage und Nahrung, da er ja auch künstlich auf Zuckersäften gut ernährt werden kann. Immerhin können dieselben nicht als die eigentliche Ursache, sondern nur als eine fördernde Gelegenheit betrachtet werden. Wie ich schon in der ersten Auflage des Buches S. 572 gezeigt habe, bewohnt dieser Rußtaupilz ständig die Oberfläche der Zweige der Holzpflanzen und wächst alljährlich auf die jüngeren Zweige über, ohne immer auf die Blätter überzugehen und ohne daß Honigtau zugegen wäre. Schon an den diesjährigen Zweiglein der laubwechselnden Gehölze findet man, besonders wenn ihre Blätter Rußtau haben, die Rinde oft mehr oder minder reichlich mit dem Pilze bedeckt, und er läßt sich bis auf ältere Zweige verfolgen; ja er überzieht auch solche Zweige, die gar keinen Rußtau auf den Blättern haben, und ist eigentlich ein überall verbreiteter Pilz, der auf den dunklen Ästen und Baumstämmen nur wenig sich bemerkbar macht. Auf der rauheren toten Rinde alter Äste und der Baumstämme ist in geschützten, schattigen Lagen fast keine Stelle zu finden, wo der Pilz nicht wäre; und gerade an solchen Orten zeigt sich auch der Rußtau häufig auf den Blättern. Auf den Zweigen findet man ihn gewöhnlich in der Myceliumform mit meist sehr reichlicher Gemmenbildung: die braunen Fäden, die bisweilen auch zu Strängen und Festschmelzen verschmelzen, wachsen nicht bloß oberflächlich, sondern dringen auch mit Vorliebe in alle Ritze und Lücken des Periderms und unter die sich abschlüpfenden Rorkzellen; die Gemmenbildung zeigt sowohl die *Torula*- als ganz besonders häufig die *Coniothecium*-Form. Häufig wachsen hier in Gesellschaft dieser Pilze auch grüne Zellen von Algen (*Plenrococcus*) oder Flechtengonidien. Ebenso kann von den rußtaubedeckten Blättern des Hopfens der Pilz auf den Stengel und auf die Hopfenstangen gelangen, von letzteren also auch wieder auf die nächsten Strukturen übergehen. Von den Baumzweigen gelangen die Gemmen sowie die Sporen wieder leicht auf das neue Laub, wobei die Niederschläge unzweifelhaft eine bedeutende Rolle spielen. Das fast ausschließliche Auftreten des Rußtaues auf der Oberseite der Blätter erklärt sich zum Teil daraus. Auch entsteht er an den Blättern gewöhnlich zuerst an denjenigen Stellen, die am leichtesten benetzt und auf denen Tau und Regenwasser am längsten festgehalten werden, nämlich in den Vertiefungen, welche die Blattrippen an der Blattoberfläche bilden, sowie an der Spitze des Blattes und der Blattähne. Allerdings begünstigen die durch Honigtau klebrigen Stellen der Blattoberflächen die Ansiedelung des Pilzes in hohem Grade. Auch die natürliche Rauigkeit der Blätter leistet ihr Vorschub, wie bei den Blättern des Hopfens und der Ulmen. Der Ursprung des blattbewohnenden Rußtaues von den über dem Laube befindlichen Zweigen und Ästen verrät sich auch darin, daß in demselben oft etwas von jenen grünen Algenzellen vorhanden ist, wie ich es z. B. auf Laub von Einden, die als Unterholz im Walde standen, und sogar auf Rohrküßl, welches unter Weiden wuchs, gefunden habe. Auch ist bemerkenswert, daß Rußtau fast immer nur unter Bäumen auftritt. Ebenso

<sup>1)</sup> Pflanzenpathologie, pag. 188.

ist der Übergang des Pilzes von den Blättern der Gehölze auf allerlei unter ihnen befindliche niedrige Pflanzen evident. In den Glashäusern lebt der Pilz ständig auf den immergrünen Blättern und hier wird seine Verbreitung außer durch den Honigtau der Blatt- und Schilbläuse vorzugsweise durch das Besprengen der Pflanzen bewirkt.

Einen augenfällig schädlichen Einfluß auf die Gesundheit der Pflanze bringt der Pilz nicht hervor. Mit Rußtau ganz bedeckte Blätter können sehr lange ihre frische, gesunde Beschaffenheit behalten; hebt man den Überzug ab, so sieht man darunter das Blatt rein grün. Wie aus der vorangehenden Beschreibung ersichtlich, besitzt ja auch der Pilz keine eigentlichen parasitären Angriffsmittel. Und nachdem Meyen<sup>1)</sup> schon die Meinung ausgesprochen, daß dieser Pilz kein eigentlicher Schmarotzer sei, sondern sich aus den Zutersäften des Honigtaues ernähre, und auch von Fleischmann<sup>2)</sup> bezüglich des Hopfenrußtaues daselbe behauptet worden ist, hat Zopf<sup>3)</sup> durch die Kultur des Pilzes auf Fruchtstäben die Fähigkeit desselben, auch bei nicht parasitischer Ernährung sich zu entwickeln, erwiesen. Das Vorkommen auf abgestorbenen Teilen des Periderms und der Rinde u. s. w. sowie der Umstand, daß der Pilz keine Auswahl trifft in den Pflanzen, die er befällt, steht damit im Einklange. Auch wo kein Honigtau vorhanden ist, könnte der auf den Blättern sich sammelnde Staub, Exkremente und andre Abfälle von allerlei Tieren dem Pilze ähnliche Nahrungstoffe bieten. Andererseits herrscht aber Übereinstimmung darüber, daß die Rinde von Rußtau dem Blatte das Licht entzieht und es dadurch in seiner Assimilation schwächt. Das endliche Kränkeln solcher Blätter, die sehr lange Zeit von Rußtau bedeckt sind, wie beim Hopfen, wo derselbe oft schon im Juli erscheint, sind vielleicht hiermit in Zusammenhang zu bringen, wie es denn auch nicht bezweifelt werden darf, daß aus eben diesem Grunde der Rußtau eine Beeinträchtigung der Gesamtproduktion der Pflanze zur Folge haben kann.

Daß sich zur Verhütung des Rußtaues sehr wenig thun läßt, ergibt sich aus der Ueberbreitung des Pilzes und aus der Leichtigkeit, mit der er auf die Blätter übergeht. Besprühen mit Kaltwasser hat sich als unwirksam erwiesen. Vernichtung des rußtaubedeckten abgefallenen Laubes, beim Hopfen der ganzen Ranken, Verwendung neuer, reiner Hopfenstangen, möglichste Beseitigung der Blattläuse, Auswahl freier, der Luft und der Sonne ausgelegter Lagen, öfteres Absprühen der Pflanzen zur Entfernung der Unreinigkeiten auf den Blättern möchten die einzigen in unser Hand liegenden Maßregeln sein.

2. *Capnodium Tiliae* Sacc. (*Eumago Tiliae* Fockel.) Vom Rußtau auf Einden. Auf der Eide will Fockel<sup>4)</sup> im Winter auf den abgefallenen Ästchen die Perithezien gefunden haben; dieselben sollen 16sporige Asci besitzen. Auf den Blättern der Eide wächst der Rußtau in der Mycelium- und Gemmenform (*Capnodium Persoonii* Berk. et Desm. und *Coniothecium Tiliae* Lasch); auch fand ich bei diesem mehrmals zugleich eine eigentümliche Conidiensform: auf kurzen, gegliederten, braunen Hyphen eine vielzellige, braune

<sup>1)</sup> l. c. pag. 187.

<sup>2)</sup> Landwirtsch. Versuchstationen 1867, Nr. 5.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 13.

<sup>4)</sup> Symb. mycolog., pag. 143.



Spore von der regelmäßigen Form eines dreistrahligen Sternes, übereinstimmend mit dem *Triposporium elegans* Corda, welches Corda auf Birkenspänen fand.

Auf Gewächshauspflanzen.

3. *Capnodium Footii* Berk. et Desm., auf Blättern verschiedener immergrüner Gewächshauspflanzen, soll durch borstenförmige Gestalt der Perithezien unterschieden sein<sup>1)</sup>.

Auf *Taxus*.

4. *Capnodium Taxi* Sacc. et Roum., auf der Unterseite der Blätter von *Taxus* in Frankreich, ebenfalls mit stäbelförmigen Perithezien.

Verschiedene andere Formen.

Von Saccardo<sup>2)</sup> werden verschiedene Arten aufgezählt, von denen allen aber die Perithezien unbekannt sind, nämlich *Capnodium Araucariae* Thüm. auf *Araucaria excelsa*, *Capnodium elongatum* Berk. et Desm. auf *Persica*, *Smilax*, *Liriodendron*, *Pinus* etc., *Capnodium Lonicerae* Fückel auf *Lonicera Xylosteum*, *Capnodium quercinum* Berk. et Desm. auf den Blättern von *Quercus*-Arten, *Capnodium Persoonii* Berk. et Desm. auf Blättern von *Corylus*, *Capnodium Nerii* Rabenh. auf Blättern und Zweigen von *Nerium Oleander*, *Capnodium Armeniacae* Thüm. auf Aprikosenblättern.

Daß die einzelnen Pflanzen im allgemeinen nicht besondere Arten von Rußtaupilzen besitzen, geht daraus hervor, daß ein Übergang des Rußtaues auf darunterstehende Pflanzen oft beobachtet worden ist, außer den oben erwähnten Fällen, von denen ein solcher vom Schneeball auf Buchsbaum, von mir von Linden auf Heidelbeeren, von Rüstern und Hopfen zugleich auf Ahorn, *Ampelopsis*, *Aesculus*, *Cornus* und *Bryonia*.

## II. *Meliola* Fr.

*Meliola*.

Die Perithezien sind kugelig, ohne Mündung, und stehen auf einem strahlig sich ausbreitenden Mycelium. Die Sporen sind mehrzellig, farblos oder braun. Diese Rußtaupilze kommen in zahlreichen Arten meist auf den Blättern von Holzpflanzen der wärmeren Länder vor<sup>3)</sup>. Die Unterscheidung der Arten ist auch hier sehr unsicher und die Gattung selbst ist in dem von Saccardo angenommenen Umfange, in welchem wir sie hier auführen, noch zweifelhaft, so lange eine kritische Untersuchung dieser Pilze, besonders bezüglich ihrer Perithezien, fehlt.

Rußtau der Orangebäume.

1. *Meliola Citri* Sacc. (*Fumago Citri* Pers., *Capnodium Citri* Berk. et Desm., *Apiosporium Citri* Briess et Passer.), Rußtau der Orangebäume, befallt in Italien, wo der Pilz wie überhaupt in SüdEuropa seit Anfang dieses Jahrhunderts bekannt ist, alle Orangearten (*Citrus limonium*, *aurantium*, *deliciosa* und *biguaria*), die Blätter mit einem aschgrauen, später schwärzlichen Überzug bedeckend, daher bei Palermo Aschenkrautheit (*mal di cenere*) genannt<sup>4)</sup>. Nach Farlow<sup>5)</sup> sollen auch in Kalifornien

<sup>1)</sup> Journ. horticult. Soc. London T. IV. pag. 254.

<sup>2)</sup> Sylloge fungorum. I. Patavii 1882, pag. 75.

<sup>3)</sup> Vergl. Saccardo, Sylloge Fungorum, I. pag. 60 und IX. pag. 418.

<sup>4)</sup> Vergl. Zussl, botan. Jahresber. 1877, pag. 147, und Hedwigia, 1878, pag. 14.

<sup>5)</sup> Zussl, botan. Jahresber. 1876, pag. 177.

die Drangen- und Olivenbäume vom Rusttau befallen worden sein, was die Fruchtbildung der Bäume vereitelt haben soll. In Begleitung dieses Pilzes treten auch Psyniden auf, die man als *Chaetophoma Citri* Sacc. bezeichnet hat.

2. *Meliola Penzigi* Sacc. (*Capnodium Citri* Penzig), ebenfalls auf Blättern von Citrus in Italien, und in Begleitung von Psyniden (*Chaetophoma Penzigi* Sacc.) Auf Citrus.

3. *Meliola Camelliae* Sacc. (*Pumago Camelliae* Catton.), auf Blättern und Zweigen von *Camellia japonica* und Citrus in Italien<sup>1)</sup>. Auf Camellia.

4. *Meliola Mori* Sacc. (*Pumago Mori* Catton.), auf Ästchen und Ähren der Maulbeerbäume in Italien. Auf Morus.

5. *Meliola Niessleana* Winter, auf den Blättern von *Rhododendron chamaecistus* in den Alpen. Auf *Rhododendron chamaecistus*.

6. *Meliola zig-zag* B. et C., auf den Blättern von *Cinnamomum zeylanicum* auf Ceylon und Auba. Auf *Cinnamomum*.

### III. *Dimerosporium* Fückel.

Die Perithecien sind kugelig, ohne Mündung, und enthalten mehrere *Dimerosporium* rundliche oder länglichrunde, achtsporige Nisci mit zweizelligen Sporen. Das kräftig entwickelte, gleichmäßig weit ausgebreitete Mycelium trägt oft Conidien. Diese Pilze bewohnen lebende oder auch abgestorbene Pflanzenteile.

1. *Dimerosporium pulchrum* Sacc. (*Apiosporium pulchrum* Sacc.), auf *Ligustrum vulgare*, *Cornus sanguinea*, *Carpinus Betulus* und *Lonicera xylosteum* in Italien und in der Schweiz. Das Mycelium überzieht oft die ganzen Blätter dicht und trägt schwarzbraune Conidien, die durch Quer- und Längswände vielzellig, brombeerenförmig werden, und hellgelbbraune Perithecien. Auf *Ligustrum*, *Cornus* etc.

2. *Dimerosporium oreophilum* Speg., auf den Ästchen von *Rhododendron ferrugineum* in den Alpen. Auf *Rhododendron*.

3. *Dimerosporium maculosum* Sacc., auf den Blättern von *Rhododendron Chamaecistus* in den Alpen.

Zahlreiche exotische Arten sind bekannt aus den wärmeren Ländern der alten und neuen Welt<sup>2)</sup>.

### IV. *Asterina* Lév.

Die Perithecien sind sehr flach gewölbt oder ganz flach gedrückt und haben einen gefranzten Rand, dessen Zellen strahlig angeordnet sind; sie haben keine eigentliche Mündung, aber am Scheitel eine lockere Struktur und zerreißen vom Centrum aus nach der Peripherie. Die Nisci sind fast kugelig und enthalten 8 ein-, zwei- oder mehrzellige braune oder farblose Sporen. Die Perithecien sitzen auf einem oberflächlich kriechenden, braunschwarzen Mycelium. Von diesen Pilzen kommen manche auf lebenden, manche auf abgestorbenen Pflanzenteilen vor. Asterina.

<sup>1)</sup> Penzig, Note micologiche, seconda contribuzione allo studio dei funghi agrumicoli. Venedig 1884.

<sup>2)</sup> Vergl. Saccardo, Sylloge Fungorum I., pag. 51, und IX., pag. 401.

- Auf Rhamnus.** 1. *Asterina rhamnicola* (Rabenh.) (Capnodium rhamnicolum Rabenh.), auf der Oberseite der Blätter von Rhamnus Frangula.
- Auf Silene.** 2. *Asterina Silenes* Sacc., auf den Wurzelblättern von Silene nutans bei Brunn.
- Auf Prunus.** 3. *Asterula Beijerinckii* Vuill., auf den Blättern von Prunus-Arten in Frankreich; mit einzelligen, farblosen Sporen; zusammen mit einem Sporenbustand (Phyllosticta Beijerinckii Vuill.), nach Buileminh.
- Auf Veronica.** 4. *Asterina Veronicae* (Lib.) (Sphaeria abjecta Waltr., Asteroma Veronicae Desm., Dienerosporium abjectum Fuekel, Meliola abjecta Schrot.), auf den Blättern von Veronica officinalis; besonders auf der oberen Blattseite anfangs runde, später zusammenfließende schwarze Flecke bildend.
- Auf Scabiosa.** 5. *Asterina Scabiosae* Rik., auf den Stengeln von Scabiosa Columbaria bei Paris.
- Auf tropischen Pflanzen.** 6. Eine sehr große Anzahl *Asterina*-Arten ist auf den Blättern immergrüner Pflanzen sowie auch krautartiger Gewächse in den warmen Ländern der alten und neuen Welt bekannt<sup>1)</sup>. Von Stuppflanzen bewohnenden ist zu nennen: *Asterina pseudoruticlosa* Winter<sup>2)</sup>, auf den Blättern des Kaffeebaumes auf der Insel S. Thomé.

### V. Thielavia Zopf.

**Thielavia.**

Die Perithezien sind kugelig, ohne Mündung, und enthalten zahlreiche eiförmige Äste mit je 8 einzelligen, braunen, gurkenförmigen Sporen.

**Auf Senecio- und Papilionaceen-Wurzeln.**

*Thielavia basicola* Zopf, auf den Wurzeln von Senecio elegans von Zopf<sup>3)</sup> im botanischen Garten zu Berlin beobachtet. Braune, septierte Myceliumfäden treten anfangs in den äußersten Zellenreihen der Wurzelrinde auf, später dringen sie bis ins Centrum der Wurzel vor. Auf dem Mycelium bilden sich zweierlei Arten Conidien: erstens mehrzellige, zuletzt in kurze, braune Gliederzellen zerfallende Sporen (früher unter dem Namen Torula basicola Berk., später als Helminthosporium fragile Sorok. beschrieben); zweitens zarte, farblose, kurz cylindrische Conidien, welche in einem am Grunde etwas angeschwollenen Fadenzweige endogen entstehen, der sich an der Spitze öffnet und die Conidie ausschleppen läßt. Außerdem stehen auf dem Mycelium die glänzend schwarzen Perithezien. Die Wurzeln erscheinen durch den Pilz wie mit braunem oder schwarzem Pulver überzogen. Die befallenen Pflanzen sollen zu Grunde gegangen sein. Neuerdings hat Zopf<sup>4)</sup> denselben Pilz unter den nämlichen Krankheitserscheinungen auch auf den Wurzeln mehrerer Papilionaceen, besonders auf der gelben Lupine und andern Lupinenarten, auf Pisum sativum, Trigonella coerulea und Onobrychis (Crista galli beobachtet und bezeichnet jetzt die Krankheit als Wurzelbräune der Lupinen.

<sup>1)</sup> Journ. Botan. 1888, pag. 255.

<sup>2)</sup> Vergl. Saccardo, Sylloge Fungorum I., pag. 39 und IX., pag. 380

<sup>3)</sup> Hedwigia 1886, pag. 35.

<sup>4)</sup> Verhandl. d. bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 1876, pag. 101.

<sup>5)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 72.

## VI. Apiosporium.

Die Perithecien sind äußerst klein, punktförmig, bald kugelig, bald flach, ohne Mündung, mit einem einzigen acht- bis vielsporigen Ascus. Die Sporen sind einzellig, farblos. Aus dieser Gattung sind viele Arten beschrieben worden, die aber meist nur im Zustande des schwarze Überzüge bildenden Mycelliums und conidien- oder chlamydosporen-bildend vorkommen. Manche der beschriebenen Arten finden sich nur auf alter Rinde oder Holz. Wir führen hier nur diejenigen an, welche auf der Rinde von Zweigen und auch auf den Blättern auftreten, also eigentlichen Rußtau darstellen; wahrscheinlich leben diese Pilze ständig auf der Rinde der Zweige und breiten sich gelegentlich auch auf den Blättern aus, wie wir es auch bei *Capnodium* schon gefunden haben. Die Perithecien, welche zu diesem Pilze gehören sollen, hat Zuckel beschrieben; er will sie auf den Zweigen, deren Blätter den Rußtau tragen, gefunden haben. Es bestehen aber Zweifel, ob es sich um echte Perithecien gehandelt hat. Die Speziesunterscheidung ist hier äußerst unsicher.

Apiosporium.

1. *Apiosporium pinophilum* Fuckel (Torula pinophila Chev., Autenaria pinophila Nees ab Es.), der Rußtau der Tanne, in biden, schwarzen, krämeligen Krusten die ein- und wenigjährigen Zweige überziehend, meistens die Nadeln freilassend, in unsern Gebirgsgegenden überall verbreitet. Der Pilz wuchert zwischen der Haarbekleidung der Zweige, die Haare selbst unspinnend, sehr reichlich dunkelbraune, verlichnurförmige Ketten von Chlamydosporen bildend, auf die sich die oben angeführten Synonyme beziehen. Manche dieser Ketten nehmen die doppelte und dreifache Stärke an, oft sich wiederholt dichotom verzweigend, in absteigende, conisch zugespitzte Äste und dadurch geweihähnliche Form bekommend. Außerdem bilden sich oft vielzellige Komplexe von Chlamydosporen (Coniothecium). Bisweilen geht der Pilz auf die Nadeln über und erscheint hier wie der gewöhnliche Rußtau der Laubhölzer. Ich sah ihn auch von der Tanne auf darunterstehende Blätter von Rotbuchen übergehen. In besonders dichten Tannenforsten bilden die Pilzpollster lange, dünne, pechschwarze Fäden, welche Zweige und Nadeln flumpig einspinnen, Thümen<sup>1)</sup> hat diesen Zustand *Racodium Therryanum* Thüm. genannt; er ist offenbar nur eine Entwicklungsform unsres Pilzes. Auch auf den Zweigen der Fichte kommt bisweilen ein ganz gleicher Rußtau vor, der wohl demselben Pilze angehört und hier auch in der Regel die Nadeln freiläßt. In der gleichen Weise findet man Rußtau auch manchmal auf unsrer *Calluna vulgaris*, desgleichen auf erötischen Ericaceen, wie *Erica arborea* und auf lapischen Erikaen. In den Glashäusern werden auch allerhand Koniferen bisweilen vom Rußtau befallen, der sich aber von dem überhaupt in den Glashäusern verbreiteten kaum unterscheiden läßt und von dem es daher fraglich ist, ob er mit dem der Tanne spezifisch identisch ist.

Rußtau der Tanne.

<sup>1)</sup> Rußtau und Schwärze. Aus den Laboratorien d. k. k. chemisch. Versuchstation zu Klosterneuburg. 1890, Nr. 13.

- Auf Eiche.** 2. *Apiosporium quereicolum* *Fuckel*, auf den Eichenblättern, vielleicht aber doch mit dem *Capnodium* identisch.
- Auf Populus tremula.** 3. *Apiosporium tremulicolum* *Fuckel*, auf den Zweigen und Blättern von *Populus tremula*.
- Auf Cornus.** 4. *Apiosporium Corni* *Walbr.*, auf den Blättern von *Cornus sanguinea*, vielleicht gleich dem vorigen Pilze auch nur zu *Capnodium* gehörig.
- Aufbau der Alpenrosen.** 5. *Apiosporium Rhododendri* *Fuckel*, der Aufbau der Alpenrosen, auf den Zweigen und auf der Unterseite der Blätter von *Rhododendron ferrugineum*, in den Alpen verbreitet, vorzüglich torulöse Ketten von Chlamydosporen bildend (*Torula Rhododendri* *Kze.*). Der Pilz scheint der Pflanze nicht schädlich zu sein.

### VII. Lasiobotrys.

**Lasiobotrys.** Die kleinen Perithezien sind zu mehreren oder vielen dicht zusammengedrängt auf dem Rande eines flach gewölbten schwarzen Stromas, welches mit zahlreichen, abstehenden, braunen Haaren besetzt ist. Die Aeci sind cylindrisch, achtoporig, die Sporen länglichrund, einzellig, farblos.

**Auf Lonicera.** *Lasiobotrys Lonicerae* *Kze.* (*Dothidea Lasiobotrys* *Fr.*), auf den Blättern verschiedener *Lonicera*-Arten meist runde Gruppen von 1–4 mm Durchmesser bildend, die zerstreut auf der Oberfläche des Blattes sitzen.

### VIII. Perisporirenartige Pilze, welche bisher nur nach ihren Conidienformen bekannt und benannt sind.

**Conidienformen von Perisporicen.** Es sind endlich auch manche rustauartige Pilze gefunden und beschrieben worden, von denen aber nur Conidienbildungen, keine Perithezien bis jetzt bekannt sind, und welche daher von den Mykologen unter den Namen beschrieben worden sind, mit welchen solche unvollständige, nur Conidien bildende Pilze früher oder jetzt noch belegt worden sind. Bei manchen dieser Pilze handelt es sich nicht einmal um wirkliche Conidienformen, sondern um Myceliumbildungen, deren Fäden in rundliche Gliederzellen zerfallen, die sporenartig auskeimen können und daher nach dem neueren Sprachgebrauch als Chlamydosporen zu bezeichnen sind. Dies bezieht sich namentlich auf die unter dem Namen *Torula* und *Antennaria* beschriebenen Formen. Man vergleiche auch die oben unter *Apiosporium* und *Capnodium* erwähnten Conidien- und Chlamydosporenformen.

- Auf Farnen.** 1. *Antennaria semiovata* *Berk. et Br.*, auf Farnen, soll nach Zulassung von *Capnodium salicinum* nicht verschieden sein.
- Auf Allium.** 2. *Torula Allii* *Sacc.*, schwarze Überzüge auf misfarbigen Flecken der Zwiebeln von *Allium Cepa* bildend.
- Auf Quercus** 3. *Sporidesmium helicosporum* *Sacc.*, von *Saccardo*<sup>1)</sup> in Italien auf der Blattoberseite von *Quercus pedunculata* gefunden, bildet

<sup>1)</sup> Rabenhorst, Fungi europaei, No. 2272.

zur Herbstzeit einen Rußtau von tiefschwarzer, fein staubiger, daher fast abfärbender Beschaffenheit vorwiegend auf der Unterseite der Blätter. Das Mycelium besteht aus isolierten, feinen, farblosen oder bräunlichen, auf der Epidermis kriechenden Fäden, auf denen in Menge die Conidien abge schnürt und angehäuft werden; diese sind aus stumpfer Basis spindelförmig, braun, mit zahlreichen Querswänden und nach oben in einen langen, rautenförmig gekrümmten, farblosen Faden verbündet.

4. *Gyroceras Celtis* *Mont.*, auf der Unterseite der Blätter von *Celtis australis* ebenfalls in Italien. Die frei auf der Oberfläche wachsenden Fäden des Myceliums tragen auf vielen kurzen Seitenzweiglein je eine sehr große, horn- oder schiefelförmig gekrümmte, braunschwarze Spore, welche aus einer Reihe kurzer Gliederzellen besteht. Auf *Celtis*.

5. Auf den Zweigen von *Hippophaë rhamnoides* sah Schlechtendal<sup>1)</sup> auf *Hippophaë* in großer Menge eine Torula, deren Ausstreuen mit einem krautartigen Zustande des ganzen Strauchens zusammenhängt.

6. Der Rußtau der Pistacien, an der Unterseite der Blätter truppweise stehende, kleine, kugelige, tiefschwarze, harte Pöschchen mit lanzettlich-linealischen, geraden, einzelligen, farblosen Sporen. Auf *Pistacia Lentiscus* bei Kephissos in Griechenland, nach F. v. Thümen<sup>2)</sup>. Rußtau der Pistacien.

7. *Torula Epilobii* *Corda* fand Schlechtendal (l. c.) auf den Blättern und Stengeln von *Epilobium montanum* so stark verbreitet, daß die Pflanzen am Blühen behindert wurden oder ganz abstarben. Auf *Epilobium*.

8. *Hirudinaria Oxyacanthae* *Sacc.* (*Torula Hippocrepis* *Sacc.*, auf *Crataegus*. *Hippocrepidium Oxyacanthae* *Sacc.*), in Italien auf *Crataegus Oxyacantha*, dem unter Nr. 3 genannten Pilze ganz ähnlich, aber jede Spore besteht aus zwei solchen Sporidesmium-Körpern, die aber nur kurze, farblose Spitzen haben und am stumpfen Ende verbunden sind, und zwar so, daß sie mit einander einen oft spitzen Winkel bilden und daher schwalbenschwanz- oder hufeisenförmig erscheinen; sie entstehen, indem die Mutter- und Basalzelle der Sporen nach zwei Seiten auswächst<sup>3)</sup>.

9. *Hirudinaria Mespili* *Ces.* (*Hippocrepidium Mespili* *Sacc.*) auf *Mespilus*. Sporen denen der vorigen Art gleichend, auf *Mespilus germanica* in Italien.

10. *Antennaria cytisophila* *Fr.*, auf Ästchen von *Cytisus incanus* in Frankreich. Auf *Cytisus*.

11. *Cycloconium oleaginum* *Cast.*, auf der Oberseite der Blätter des Ölbaumes genau freisrunde franke Flecke erzeugend, auf denen das sehr vergängliche schwarze epiphyte Mycelium wächst, welches eiförmige, zweifellige, 0,017—0,025 mm lange Sporen auf kurzen Stägern ab schnürt. In Frankreich und Italien. Auf Ölbaum.

12. *Antennaria elaeophila* *Mont.*, auf den Blättern und Zweigen des Ölbaumes tief schwarze, ausgebreitete, frustige Mycelien bildend, deren Fäden rosenkranzförmig sich gliedern. In Frankreich, Italien, Portugal.

13. *Gyroceras Plantaginis* *Sacc.* (*Torula Plantaginis* *Corda*, auf *Plantago*. *Apiosporium Plantaginis* *Fuehrl.*), besonders auf *Plantago media*, ausgezeichnet durch sein Vorkommen auf der Unterseite der Wurzelblätter,

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1852, pag. 618.

<sup>2)</sup> Bot. Zeitg. 1871, pag. 27.

<sup>3)</sup> Bergl. Flora 1876, pag. 206.

- die an diesen Stellen sich allmählich gelb färben. Der Pilz stellt einen samtartig schwarzen Überzug dar und ist nur im torulabildenden Zustande bekannt.
- Auf Erythraea.** 14. *Apiosporium Centaurii Fackel.* Diese Form, ebenfalls nur eine Torula, fand Fackel auf allen grünen Theilen von *Erythraea Centaurium*.
- Rußtau des Kaffeebaums** 15. *Syncladium Nietneri Rabenh.*<sup>1)</sup>, der Rußtau des Kaffeebaumes auf Ceylon, stimmt nach der Beschreibung des Mycel's mit *Capnodium* und hinsichtlich der zu mehreren zusammengewachsenen, aufrechten Fruchtkörpern, die an der Spitze Conidien abschnüren, mit den oben beschriebenen Conidienträgerbündeln von *Capnodium salicinum* überein. Auf *Coffea arabica* in unsern Glashäusern finde ich den Rußtau dem der andern Glashauspflanzen gleich; bis zur Bildung von Conidienträgerbündeln habe ich ihn hier nicht entwickelt gesehen.
- Kole roga des Kaffeebaums.** 16. *Pellicularia Koleroga Cooke.* Dieser Pilz ist der Begleiter einer auf dem Kontinent von Ostindien aufgetretenen Kaffeekrankheit, welche dort „Kole roga“ (schwarzer Schimmel) genannt wird. Die Blätter werden auf der Unterseite in unregelmäßigen Flecken oder über die ganze Fläche mit weißlichgrauem Pilz überzogen, der aus einem dichten Gewirr ästiger und septirter Myceliumfäden besteht und sich abziehen läßt. Dazwischen liegen kugelige, einzellige, farblose, stachelige Sporen ohne Spur einer Anheftung. Die systematische Stellung des Pilzes ist vorläufig unentschieden. Er scheint Verwandtschaft mit Erysiphe zu haben. Cooke<sup>2)</sup>, dem wir diese Mittheilungen verdanken, rät, da es sich um einen epiphyten Schmarotzer handelt, das Schwefeln als Gegenmittel.
- Auf Vaccinium etc.** 17. *Antennaria arctica Rostr.*, auf den Zweigen von *Vaccinium uliginosum* und *Phyllococe coerulesa* in Grönland.
- Rußtau der Eriken.** 18. *Stemphylium ericoctonon A. Br. et de By.*, der Rußtau oder die Bräune der Eriken, befällt im Winter die in den Gewächshäusern kultivierten Eriken, und zwar, wie es scheint, alle Arten derselben. Über diese Krankheit hat de Bary<sup>3)</sup> folgendes mitgeteilt. Die Pflanzen werden weiß, die jungen Blätter bekommen gelbe oder rote Flecke oder werden ganz gelb, die älteren vertrocknen bald, nehmen schmutzigbraune Farbe an und fallen früh und leicht ab, worauf die Pflanzen gewöhnlich eingehen. Der Pilz ist dem bloßen Auge kaum bemerkbar. Das Mycelium besteht aus sehr feinen, verzweigten Fäden, welche anfangs farb- und scheidewandlos, später braungelb und mit spärlichen Scheidewänden versehen sind. Sie umspinnen die befallenen Theile, indem sie auf deren Oberfläche hinfriechen, auch zwischen den Vorsten der Blätter auf- und niedersteigen. An dem Mycelium kommen verschiedene Arten Conidien zur Entwicklung. In der Periode, wo die Fäden noch farblos sind, werden farblose, längliche, ein- oder zweizellige Conidien einzeln oder in Büscheln abge schnürt auf der Spitze ganz kurzer oder etwas verlängerter, aufrecht absteigender Zweige der Fäden. Wenn das Mycelium braungelb geworden und massiger entwickelt ist, entsteht auf ganz kurzen, seitlichen Zweigen der Fäden je eine große, ovale, braune Spore, welche durch Quer- und Längscheidewände vielzellig

<sup>1)</sup> Hedwigia 1859, Nr. 3.

<sup>2)</sup> Refer. in Just, botan. Jahrbuch. 1876, pag. 126.

<sup>3)</sup> Bei H. Braun, Über einige neue oder weniger bekannte Pflanzenkrankheiten, in Verhandl. d. Ver. zur Beförd. d. Gartenb. in d. kgl. preuss. Staaten. 1853, pag. 178.

ist und sehr leicht sich ablöst; auf diese Form bezieht sich der Name des Pilzes. Alle diese Sporen keimen sehr leicht unter Bildung von Keimschläuchen, deren die vielzelligen Sporen aus mehreren ihrer Zellen je einen treiben können. Daß der Pilz die Ursache der Krankheit ist, geht daraus hervor, daß er auf allen kranken Teilen vorhanden ist und sein Auftreten bereits an den anscheinend noch gesunden Pflanzen beginnt. De Bary vermutet, daß er auf den älteren Teilen der Erbsen stets mehr oder weniger vegetiert und nur in manchen Jahren, besonders durch feuchte Atmosphäre begünstigt, überhand nimmt und dadurch verderblich wird. Man wird also durch möglichstes Trockenhalten der Pflanzen und durch Risten der Häuser dem Pilze entgegen arbeiten können.

### Dreizehntes Kapitel.

#### Pyrenomycetes.

Bei den Pyrenomyceten oder Kernpilzen sind die die Sporenschläuche *Pyrenomycetes* erzeugenden Früchte ebenfalls Peritheecien, d. h. kleine rundliche oder flaschenförmige Kapseln, die aber auf ihrem Scheitel durch einen feinen Porus nach außen geöffnet sind, durch welchen die natürliche Ausstoßung der Sporen nach erlangter Reife erfolgt.

Die Pyrenomyceten machen eine der größten und mannigfaltigsten Abteilungen der Pilze aus. Die dahin gehörenden Parasiten haben daher auch keinen einheitlichen pathologischen Charakter, sondern bringen die verschiedenartigsten Pflanzenkrankheiten hervor; viele Pyrenomyceten sind überhaupt nicht Parasiten.

Um die parasitischen Pyrenomyceten übersichtlich zu ordnen, muß die mykologische Einteilung dieser Pilze benutzt werden; ich lege hier diejenige Einteilung zu Grunde, welche ich jüngst in meinem Lehrbuche der Botanik<sup>1)</sup> aufgestellt habe und in der auch für die Nicht-Mykologen größtenteils leicht kontrollierbare Merkmale verwendet sind. Nun wird aber die Erkennung und Bestimmung der Pyrenomyceten vielfach durch den Umstand erschwert, daß die Peritheecien, auf welche die Einteilung begründet werden muß, bei vielen dieser Pilze gewöhnlich nicht zur Entwicklung kommen, bei manchen überhaupt gar nicht bekannt sind. Dafür treten diese Pilze in verschiedenartigen Conidienformen auf, von denen es überhaupt bei den Pyrenomyceten einen großen Reichtum giebt. Es liegt die Annahme nahe, daß bei diesen Pyrenomyceten die Fortpflanzung und Erhaltung der Spezies schon durch die Conidien so genügend bewirkt wird, daß die Entstehung von Peritheecien überflüssig geworden und diese Früchte hier aus dem Entwicklungs gange

<sup>1)</sup> Band II, pag. 140.



des Pilzes ganz verschwunden sind. Für die Abteilungen, in welche wir diese Pyrenomyceten stellen, sind daher nur die betreffenden Conidienformen maßgebend, in welchen sie in der Natur aufzutreten pflegen. Das Nähere wird aus dem Folgenden selbst ersichtlich sein.

### A. Scleropyrenomycetes.

Scleropyrenomycetes.

Die Perithecien sind kleine, rundliche, schwarze, ziemlich harte, zerstreut auf der Oberfläche des Myceliums oder des befallenen Pflanzenteiles frei stehende Kapseln, welche daher wie dunkle Wärschen oder Pünktchen erscheinen. Auf dem Mycelium kommen außer den Perithecien oft noch verschiedene Conidienformen vor.

### I. Coleroa Fr.

Coleroa.

Blätterbewohnende Pilze, deren kugelige Perithecien dunkelbraun oder schwarz, ziemlich dünnhäutig, aber dicht mit Borsten besetzt sind. Die Äste sind mit zarten Paraphysen (sterilen Fäden) gemischt und enthalten 8 zweizellige, blaß gefärbte Sporen. Die Perithecien stehen auf den Blättern meist gruppenweise auf einem allmählich mehr und mehr krank und braun werdenden Fleck. Wir nehmen diese Gattung hier in dem von Winter<sup>1)</sup> aufgefaßten Sinne, während Saccardo die folgenden Arten in die Gattung *Venturia* (s. unten) stellt.

Auf Rubus.

1. *Coleroa Chaetomium* Kze. (*Dothidea Ch. Fr.*, *Stigmatea Ch. Fr.*, *Venturia Kunzii* Sacc.), auf der oberen Blattseite von *Rubus caesius* und *Idaeus*. Zu diesem Pilz soll nach Fudel als Conidienform *Exosporium Rubi* Nees ab Es. gehören, welches auf den kranken Stellen ein wärschenförmiges, plattgebrühtes, schwarzes Stroma bildet, auf welchem zahlreiche keulenförmige, quergefächerte, geringelte Conidien beisammen entstehen.

Auf Alchemilla.

2. *Coleroa Alchemillae* Grav. (*Asteroma Alchemillae* Grav. *Stigmatea Alchemillae* Fr.), auf der Oberseite der Blätter von *Alchemilla vulgaris*, die Perithecien mehr oder weniger strahlig gruppiert.

Auf Potentilla anserina.

3. *Coleroa Potentillae* Fr. (*Dothidea Potentillae* Fr., *Stigmatea Potentillae* Fr.), auf der Oberseite der Blätter von *Potentilla anserina*. Die Perithecien in schwarze, den Blattnerven parallele Striche geordnet.

Auf Potentilla cinerea.

4. *Coleroa subtilis* Fudkel (*Stigmatea subtilis* Fudkel, *Venturia subtilis* Sacc.), auf Blättern von *Potentilla cinerea*. mehr rundliche, grauflechtige Gruppen bildend.

Auf Geranium.

5. *Coleroa circinaus* (Fr.) (*Stigmatea circinaus* Fr., *Venturia circinaus* Sacc.), *Venturia glomerata* Cooke auf der Oberseite der Blätter von *Geranium rotundifolium* und molle, meist in Gruppen den Hauptnerven entlang geordnet.

Auf Petasites.

6. *Coleroa Petasitidis* Fudkel (*Stigmatea Petasitidis* Fudkel, *Venturia Petasitidis* Sacc.), auf der oberen Blattfläche von *Petasites officinalis* unregelmäßige, purpurviolette Flecke bildend.

<sup>1)</sup> Rabenhorst's Kryptogamenflora. Die Pilze I. 2. Abt., pag. 198.

7. *Coleroa bryophila Fockel* (*Stigmatea bryophila Fockel*, *Venturia bryophila Sacc.*), auf den Blättern verschiedener Laub- und Lebermoose, die sich dadurch braun färben. Nach Fockel sollen die Perithezien in der Jugend Spermarien erzeugen und die Asci erst nach dem Absterben des Mooses entwickeln. Auf Moosen.

## II. *Stigmatea* Fr.

Blätterbewohnende Pilze, deren sehr kleine, oberflächlich vorragende Perithezien halbkugelig, mit flacher Basis der Epidermis eingewachsen und kahl sind, meist Paraphysen und achtsporige Schläuche mit zweizelligen, farblosen oder bläulichgefärbten Sporen besitzen. Stigmatea.

1. *Stigmatea Robertiani* Fr. (*Dothidea Robertiani* Fr.), auf *Auf Geranium*.  
der Oberseite der Blätter von *Geranium Robertianum*.

2. *Stigmatea Alni Fockel*, an der Oberseite lebender Blätter von *Auf Alnus*.  
*Alnus glutinosa*, daselbst einen braunen Fleck erzeugend und nach Fockel<sup>1)</sup> ein frühzeitiges Abfallen der Blätter veranlassend.

3. *Stigmatea Andromedae Rehm.*, an der Unterseite der Blätter *Auf Andromeda*.  
von *Andromeda polifolia*.

4. *Stigmatea Ranunculi* Fr., auf bleichen Flecken der Blätter von *Auf Ranunculus*.  
*Ranunculus repens*.

5. *Stigmatea Juniperi* (Desm.) Winter (*Dothidea Juniperi* Desm.) *Auf Juniperus*.  
auf der Unterseite der Nadeln von *Juniperus communis*.

## III. *Trichosphaeria* Fockel.

Weist holzige Pflanzenteile bewohnende Pilze, deren kleine, kuglige, häutige bis hartholzige, behaarte oder borstige Perithezien gewöhnlich auf einem stark entwickelten fädigen Mycelgeflecht sitzen. Die Schläuche, welche mit reichlichen Paraphysen gemischt sind, enthalten 8 ein- oder zweizellige, eiförmige oder längliche Sporen. Die meisten Arten sind Saprophyten; parasitisch hat man folgende Art beobachtet. Trichosphaeria.

*Trichosphaeria parasitica* R. Hart, auf der Tanne, auch auf *Auf Tannen und*  
Fichte und Hemlockstanne. Nach R. Hartig<sup>2)</sup> vereinigt das farblose Nadeln und  
Mycelium des Pilzes auf der Unterseite der Zweige und wächst von dort  
aus auf die Unterseite der Tannennadeln, welche deshalb an dem Zweige  
festgesponnen werden und trotz ihres Absterbens an demselben hängen bleiben.  
Mit der Entwicklung der neuen Triebe wächst das Mycelium auch auf  
diese und tötet die jungen, noch nicht völlig ausgebildeten Nadeln. Auf der  
Unterseite der Nadeln bildet das Mycelium allmählich sich bräunende, dicke  
Kosser, welche durch Verwachsung zahlreicher Mycelfäden entstehen; letztere  
entsenden auch feine Haustorien in die Außenwand der Epidermiszellen;  
später dringen auch Mycelfäden ins Innere des Blattes ein. Auf den  
Mycelpolstern entstehen die schwarzbraunen, in ihrer oberen Hälfte borstig  
behaarten Perithezien, die mit bloßem Auge kaum erkennbar sind. Die Nadeln.

<sup>1)</sup> Symbolae mycolog. I, pag. 97.

<sup>2)</sup> Ein neuer Parasit der Reistanne. Allgem. Forst- und Jagd-Zeitung, Januar 1884, und Gebwigia 1888, pag. 12. Vergl. auch Tübner, daselbst 1890, pag. 32.

Schläuche derselben enthalten je acht, ein- oder zweizellige, oft aber auch vierzellige rauchgraue Sporen. Die Verbreitung des Pilzes geschieht nicht nur durch das Mycelium, welches von Zweig zu Zweig weiter wachsen kann, sondern auch durch Sporeninfektion. Nach R. Hartig erkranken besonders natürliche Verzäunungen unter Mutterbestand. Es ist daher Abschneiden der erkrankten Zweige zu empfehlen.

#### IV. *Herpotrichia* Fuckel.

*Herpotrichia*. Die Perithezien sind von holziger bis kohliger Beschaffenheit und mit langen, gekrümmelten, zur Seite kriechenden Haaren bedeckt. Paraphysen sind meist zahlreich vorhanden, die Asci 8sporig, die Sporen länglich spindelförmig, zwei- oder mehrzellig. Von diesen sonst nur saprophyten Pilzen ist als parasitär beobachtet worden:

Auf Fichten,  
Krummholz und  
Bachholder.

*Herpotrichia nigra* R. Hart. Dieser Pilz bewohnt nach R. Hartig<sup>1)</sup> die Fichte, Krummholztiefer und den Bachholder in den höheren Gebirgsregionen. Das schwarzbraune Mycelium überwuchert ganze Zweige und Pflanzen, deren Nadeln völlig einspinnend, jedoch nur mit einem lockeren Geflecht, welches aber besonders über den Spaltöffnungen knollige Verdickungen bildet, auch Saugwurzchen in die Außenwand der Epidermis, später auch Fäden ins Innere des Blattes durch die Spaltöffnungen sendend. In dem Myceliumfilz auf der Nadel bilden sich zahlreiche, ziemlich große, kugelige, schwarzbraune Perithezien. Nach R. Hartig entstehen in den Krummholzbeständen große Fleckstellen, welche wie durch Feuer zerstört aussehen. In den Fichten- und Pflanzsämpen der höheren Lagen werden oft sämtliche Pflanzen von dem unter dem Schnee wachsenden Mycelium überwuchert, besonders, wenn sie auf die Erde niedergegedrückt waren, und erscheinen nach Abgang des Schnees getötet. R. Hartig rät, die Fichtensämpen in tieferen Lagen und mehr auf Erhebungen als in Vertiefungen anzulegen.

#### V. *Acanthostigma* de Not.

*Acanthostigma*. Die Perithezien sind sehr klein, häutig, mit steifen Haaren oder Borsten besetzt; die Sporen sind mehrzellig, an beiden Enden verschmälert.

Auf Flechten.

*Acanthostigma Peltigerae* Fuckel (*Trichosphaeria Peltigerae* Fuckel), auf dem Thallus der Flechte *Peltigera canina* schmarotzend, wo die sehr kleinen Perithezien auf fräulen, weißlichen Flecken sitzen<sup>2)</sup>.

#### VI. *Rosellinia* Ces. et de Not.

*Rosellinia*.

Meist holzige Pflanzenteile bewohnende Pilze, deren holzige, oft kohlige, schwarze, kugelige Perithezien kahl sind und auf einem hart entwickelten, faserigen Mycelium sitzen. Die 8sporigen Schläuche sind mit Paraphysen gemischt, die Sporen einzellig, länglich oder spindelförmig, braun oder schwarz. Nur eine außer den vielen saprophyten Arten ist parasitär.

<sup>1)</sup> *Herpotrichia nigra*, Allgem. Forst- u. Jagd-Zeitg., Januar 1868.

<sup>2)</sup> Vergl. Fuckel, Symbol. mycolog. 2. Nachtrag, pag. 25.

*Rosellinia quercina* R. Hart., der Eichenwurzelstöter. Dieser von R. Hartig<sup>1)</sup> näher studierte Pilz befallt die Wurzeln ein- bis dreijähriger Eichen; man sieht dann in den Eichenfaatbeeten die jungen Pflanzen verblichen und vertrocknen, weil die Hauptwurzel durch den Pilz getötet wird. Beim Herausziehen solcher Pflanzen aus dem Boden zeigen sich an der Hauptwurzel hier und da zarte, weiße, verästelte, aus vielen Fäden zusammengefezte Myceliumstränge, sowie besonders am Grunde der freien Seitenwurzeln schwarze, stechnadelkopfgroße Kugeln, welche als Sclerotien d. s. knollenförmige Ruhezustände des Myceliums zu betrachten sind. An bereits getöteten Pflanzen färbt sich das Mycelium braun und wächst bisweilen auch in dem unteren Teile des Stengels in die Höhe. Aber auch zwischen den umgebenden Erdschichten verbreitet sich das Mycelium und ergreift benachbarte Wurzeln, so daß endlich größere Plätze in den Saatbeeten verdorren. Die Sclerotien können später wieder neue Myceliumfäden aus sich hervornachsen lassen; und das so entstandene Mycelium verbreitet sich auch wieder auf oder im Boden und kann Wurzeln gesunder Pflanzen befallen. Es dringt am leichtesten nahe der Spitze in die Pfahlwurzel oder in die feinen Seitenwurzeln ein, die Wurzelrindezellen mit einem üppigen pseudoparenchymatischen Gewebe erfüllend, welches auch wieder als Tauermpel oder Sclerotiumzustand sich kundgibt. In den älteren Teil der Pfahlwurzel dringt das Mycelium an den Punkten ein, wo der Storkmantel derselben durch die Seitenwurzeln durchsetzt wird. Das Mycelium bildet an diesem Punkte zunächst knollenförmige Körper, von welchen sich zapfenförmige Fortsätze in das Gewebe der Eichenwurzel einschieben. Bei trockenem oder kaltem Wetter kann die Wurzel sich durch Bildung einer Rindenschicht gegen das vom Pilze bereits getötete Gewebe in der Umgebung jener Infectionsknöllchen schützen, während, wenn die Vegetationsbedingungen für den Pilz günstig bleiben, sein Mycelium von dort aus weiter in die Wurzel sich verbreitet und diese tötet. Die Sclerotien sind also für den Pilz ein Mittel, den Winter sowie auch Trockenperioden zu überleben. R. Hartig hat an dem oberflächlich vegetierenden Mycelium auch Fructifikationen beobachtet; erstens eine Conidienform, nämlich quirlig verästelte Fruchthyphen, welche Conidien abspinnen, außerdem aber auch stechnadelkopfgroße, schwarze, kugelförmige Perithezien, welche entweder an der Oberfläche der kranken Eichenpflanzen oder in der Nähe derselben auf der Oberfläche des Erdbodens wachsen; dieselben enthalten Asci, in denen je 8 kahnförmige, dunkle Sporen gebildet werden. R. Hartig empfiehlt gegen die Krankheit, die jedoch meist nur in nassen Jahren sich zeigt, um die erkrankten Stellen der Saatkämpfe Isoliergräben anzulegen und keine kranken Pflanzen zur Verschulung in Pflanzkämpfe zu verwenden.

Eichenwurzel-  
stöter.

## VII. Cucurbitaria Fr.

Die Perithezien stehen in rasenförmigen Gruppen beisammen auf der Oberfläche des befallenen Pflanzenteiles, sind kugelig, zahl und enthalten mit Paraphysen gemischte, 6- bis 8porige Schläuche; die Sporen sind durch Quer- und Längswände mauerförmig, vielzellig, gelb oder braun. Die zahlreichen, hierhergehörigen Arten bewohnen

Cucurbitaria.

<sup>1)</sup> Untersuchungen aus d. forstbot. Institut zu München I., pag. 1.

holzige Äste verschiedener Pflanzen doch eigentlich nur-tote Teile; als parasitär sind folgende Arten bekannt:

Auf *Cytisus Laburnum*.

1. *Cucurbitaria Laburni* Fr. Dieser auf *Cytisus Laburnum* häufige Pilz befällt nach Tübeuf<sup>1)</sup> auch lebende Zweige, jedoch nur Wundstellen, besonders Hagelschlagwunden, von denen aus sein Mycelium sich weiter verbreitet und dann das Absterben der Rinde und Zweige auf größere Ausdehnung und selbst das Absterben der ganzen Pflanzen veranlassen kann. Das Mycelium wächst unter der Rinde als ein dünnes Lager oder Stroma, auf welchem, nachdem die Rinde abgefallen oder aufgebrochen ist, die zahlreichen Perithecien entstehen. Außer denselben kommen aber auch verschiedene Conidienzustände vor. Dies sind nach Tübeuf teils einzellige, auf conidientragenden Fäden stehende Conidien, teils sehr verschiedenartige Fortriden, kleine mit Mündung versehene Kapseln, die durch die verschiedenen Conidien (Stylosporen), die in ihnen erzeugt werden, sich unterscheiden: bald einzellige, braune, runde Conidien, bald mauerförmig gefächerte, braune oder zweizellige, braune Conidien (diese Form früher als *Diplodia Cytisi* Aud.) beschrieben. Tübeuf konnte teils mit den Sporen, von denen alle genannten Arten keimfähig sind, teils mittelst Mycelium den Pilz mit Erfolg auf gesunde *Cytisus*-Pflanzen übertragen.

Auf *Sorbus*.

2. *Cucurbitaria Sorbi* zeigt nach Tübeuf<sup>2)</sup> dasselbe Verhalten auf *Sorbus Aucuparia*.

### VIII. *Plowrightia* Sacc.

*Plowrightia*.

Auf holzigen Pflanzenteilen wachsende Pilze. Die Perithecien stehen wie bei der vorigen Gattung rasenförmig beisammen auf einem schwarzen, fassensförmig convergen Stroma; die mit Paraphysen gemengten Asci enthalten 8 ungleich zweifächerige, ovale, farblose oder bläufärbte Sporen.

Black Knot der Kirsch- und Pfämenbäume.

*Plowrightia morbosa* Sacc. (*Sphaeria morbosa* Schw., *Gibbera morbosa* Plowr., *Botryosphaeria morbosa* Ces. et de Not., *Cucurbitaria morbosa* Farl.), bringt in Amerika eine unter dem Namen „black Knot“ oder schwarzer Krebs bekannte Gallenbildung an den Kirsch- und Pfämenbäumen hervor. In den halbkegeligen, knotenartigen, bis 1 cm hohen, meist zu mehreren beisammenstehenden Geschwülsten ist nämlich nach Farlow<sup>3)</sup> stets das Mycelium dieses Pilzes zu finden. Es beginnt seine Entwicklung im Cambium. Dadurch wird letzteres zu einer Hypertrophie veranlaßt, nämlich zu einer Wucherung, die als Knoten sich kenntlich macht, und in welcher der Unterschied zwischen Holz und Rinde aufgehoben ist, indem sie aus einem parenchymatösen Gewebe gebildet ist, in welchem die Myceliumstränge des Pilzes sich verbreiten. Die Gallen haben mehrjähriges Wachstum; ein solches von dreijähriger Dauer ist sicher konstatiert. Der Pilz bringt auf den Geschwülsten auch seine Früchte zur Entwicklung, deren mehrere

<sup>1)</sup> *Cucurbitaria Laburni*, Cassel 1886.

<sup>2)</sup> Allgem. Forst- u. Jagdzeitung 1887, pag. 79.

<sup>3)</sup> Bulletin of the Bussey institution, Botanical articles 1876, pag. 440 ff. Referiert in Just, bot. Jahresber. 1876, pag. 181. — Vergl. Plowright, cit. in Just, bot. Jahresber. 1875, pag. 225.

Formen beschrieben werden, nämlich zuerst Conidien in Form eines sammetartigen Überzuges (besonders von der Form des Cladosporium), Pykniden (der Gattung *Hendersonia* entsprechend, später von Saccardo als *Hendersonula morbosus* bezeichnet), Spermogonien und endlich die Perithezien mit zweizelligen Sporen, welche im Januar oder später reif werden. Die Keimung der Ascosporen ist zwar beobachtet, aber die Erzeugung der Krankheit durch den Pilz ist noch nicht verfolgt worden. Neuerdings hat Humphrey<sup>1)</sup> den Pilz wiederum untersucht; er konnte aber die *Hendersonula*-Pykniden nicht auffinden und erklärt ihre Zugehörigkeit zu *Plowrightia* für unsicher; dagegen konnte er bei Ausfaat der Ascosporen in Nährgelatine mit Pflaumenaufguss Pyknidenfrüchte erziehen, die jedoch mit der *Hendersonula*-Form nicht übereinstimmen. Die Krankheit hat in manchen Gegenden der Vereinigten Staaten fast alle kultivierten Pflaumenbäume zerstört; sie findet sich dort aber auch auf den wildwachsenden *Prunus*-Arten; nämlich auf der in Hecken und Gebüsch gemeinen *Prunus virginiana*, auch auf *Prunus pennsylvanica* und *americana*, während *P. serotina* und *maritima* frei gefunden wurden. Der Pilz ist also wahrscheinlich von den wilden auf die kultivierten Arten übergegangen. Von den Pflaumenbäumen werden alle Sorten gleich angegriffen, von den Kirschen scheinen manche Sorten mehr empfänglich zu sein als andre. Zur Bekämpfung der Krankheit empfiehlt Farlow, diejenigen Äste, an denen sich Knoten befinden, nicht bloß abzuschneiden, sondern auch zu verbrennen, weil auch an den vor der Ausbildung der Perithezien im Sommer gefällten Bäumen diese Früchte im März des folgenden Jahres zur Reife gelangen, Ansteckung also auch von dort aus stattfinden kann. In Europa sind der Pilz und die Krankheit nicht bekannt; doch könnten sie durch Import amerikanischer Arten nach Europa übergeführt werden.

### IX. Gibbera Fr.

Die Perithezien sind in kleinen Gruppen aneinander gewachsen, Gibbera.  
sonder bis kegelförmig, schwarz, kohlrig, behaart, ohne äußerlich sichtbares Mycelium. Sporen zweizellig, blaß gefärbt.

*Gibbera Vaccinii* Fr. (*Sphaeria Vaccinii* Sow.), bildet auf den Auf Vaccinium.  
lebenden Stengeln von *Vaccinium vitis idaea* kohlschwarze, behaarte, etwa  $\frac{1}{4}$  mm große Perithezien, welche zu mehreren in kleinen Häufchen verwachsen sind. Dieselben enthalten cylindrische, achtsporige Sporenschläuche und Paraphysen. Die Sporen sind länglichrund, in der Mitte mit einer Scheidewand und dafelbst etwas eingeschnürt. Mäßig befallene Zweige zeigen gewöhnlich keine frankten Symptome, doch scheinen die stärker ergriffenen allmählich die Blätter zu verlieren und dürr zu werden.

### B. Cryptopyrenomycetes.

Die Perithezien, kleine, einfache, rundliche, dunkle Kapseln, stehen Cryptopyreno-  
mycetes.  
einzeln frei auf der Oberfläche, sondern sind dem Pflanzenteile, den der Pilz bewohnt, eingewachsen, nur mit dem Scheitelteil, in welchem sich

<sup>1)</sup> The Black Knot of the Plum. Annual Report of the Massachusetts. agric. Exper. Station 1890; ref. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I., pag. 174.  
Graaf, Die Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. II. 19

die Mündung befindet, mehr oder weniger hervorragend;— später kommen sie allerdings manchmal durch Verschwinden der sie bedeckenden Gewebeschichten an die Oberfläche. Bei diesen Pilzen werden sehr häufig vor der Bildung der Perithezien eine oder mehrere verschiedene Arten von Conidien erzeugt, und nicht selten kommt es dann überhaupt nicht zur Perithezienbildung; jedenfalls sind die Conidien, wo sie vorkommen, die hauptsächlichsten Fortpflanzungsorgane dieser Pilze, welche besonders die rasche Verbreitung derselben im Sommer bewirken, während die Perithezien meistens ihre Sporen erst spät im Herbst oder nach Überwinterung reifen, also mehr für die Wiederverzeugung des Pilzes im nächsten Frühjahr in Betracht kommen. Indessen können bei manchen dieser Pilze unzweifelhaft auch Myceliumteile auf abgestorbenen oder lebenden Pflanzenteilen überwintern und in der Conidienbildung fortfahren. Die Mehrzahl dieser Pyrenomyceten ist bis jetzt nur auf toten Pflanzenteilen, also saprophyt bekannt; diese bleiben hier alle ausgeschlossen. Manche der gewöhnlich saprophyt auf toten Pflanzenteilen wachsenden Arten gehen aber gelegentlich auf die lebende Pflanze und bringen dann gewisse Krankheitserscheinungen hervor. Wieder andre beginnen ihre Entwicklung regelmäßig streng parasitär, kommen aber dann auch erst auf dem inzwischen abgestorbenen Pflanzenteile zur vollständigen Entwicklung, namentlich werden die Perithezien nicht selten erst gebildet, wenn der befallene Pflanzenteil abgestorben ist und während des Herbstes und Winters zu verwesen beginnt. Aus den angeführten Gründen werden die meisten dieser Pilze nur im Conidienzustande gefunden und erkannt. Wir führen aber an dieser Stelle nur diejenigen Kryptopyrenomyceten auf, von denen Perithezien sicher bekannt sind und wenigstens zur geeigneten Zeit gefunden werden können. Die bloßen Conidienformen stellen wir unten unter C zusammen.

### I. *Pleospora Rabenh.*

*Pleospora*

Die Perithezien enthalten Paraphysen und achtsportige, länglich-keulenförmige Asci; die Sporen sind länglich und mauerförmig vielzellig, d. h. nicht nur durch mehrere Quervände, sondern auch durch Längswände gefächert, meist honiggelb oder gelbbraun gefärbt. Bei der Keimung dieser Sporen vermag meist jede Zelle einen Keimschlauch zu treiben. Das Mycelium wächst vorwiegend in den oberflächlichen Zellschichten der Pflanzenteile in Form mehr oder weniger braun gefärbter, durch viele Quervände in kurze Glieder geteilter Fäden, die sich meist reichlich verzweigen und dadurch mehr oder weniger zu einer zelligen Schicht sich aneinander schließen. Unter den mannigfaltigen Conidienformen, welche von vielen dieser Pilze gebildet werden, ist die

gewöhnlichste diejenige, welche den Namen *Cladosporium* führt; sie besteht aus aufrechten, ebenfalls braungefärbten, unverzweigten Hyphen, welche an einigen Punkten an der Spitze ellipsoide, ein- oder wenigzellige, braune Conidien abknüpfen (Fig. 60). Diese Mycelium- und Conidienbildungen erscheinen auf den Pflanzen als ein mehr oder weniger dichter, schwarzbrauner oder schwarzer Überzug, den man allgemein die Schwärze nennt. Mit den Namen *Cladosporium herbarum* etc., womit man diese überaus gemeinen Conidienzustände bezeichnet, ist nach dem eben Gesagten über die Species des im gegebenen Falle vorliegenden Pilzes noch nichts entschieden, da eben sehr viele Arten dieser Gattung und wohl auch verwandter Pyrenomyceten-Gattungen mit solchen oder davon kaum sicher unterscheidbaren Conidien fruktifizieren. Eine andre häufige Conidienform ist *Sporidesmium* genannt worden; sie bildet auf kurzen Hyphen stehende, bräunliche, große, spindel- oder verkehrt keulenförmige Sporen, welche durch zahlreichere Quer- und zum Teil auch durch Längswände septiert sind (Fig. 61); wenn diese Sporen kettenförmig übereinander zu mehreren gebildet werden, so ergiebt sich die als *Alternaria* bezeichnete Form. Conidien von cylindrisch-wurmförmiger Gestalt mit vielen Querswänden, ohne Längswände, werden als *Helminthosporium* bezeichnet. Sind die Conidien von oblonger Gestalt, braungefärbt, und durch mehrere Scheidewände, die in verschiedenen Richtungen stehen, vielsächerig, so hat man dafür den Namen *Macrosporium*. Wenn *Cladosporium herbarum* in einer Nährflüssigkeit wächst, so entwickelt es sich nach Laurent<sup>1)</sup> und Copriore<sup>2)</sup> als eine Wassermycelform, welche das zuerst genauer von Kozow<sup>3)</sup> beschriebene *Dematium pullulans* darstellt, für dessen braune, septierte Mycelfäden es charakteristisch ist, daß sie an den Seiten ihrer Gliederzellen wiederholte hefeartige Sprossungen entwickeln, welche als Flüssigkeitsconidien gelten müssen. Nicht selten schwellen einige intercalär stehende Gliederzellen dieses Wassermyceliums zu dicken, runden, braunhäutigen Oosphoren an. Endlich treten diese Pilze auf ihren Nährpflanzen manchmal auch in Form verschiedener Pyknidenfrüchte auf, und zwar von der Beschaffenheit, für welche die Pilznamen *Phoma*, *Septoria* und dergl. üblich sind und deren Bau unten am betreffenden Orte näher beschrieben ist. Diese verschiedenen Conidienfruktifikationen sind keineswegs sämtlich bei jeder Art von *Pleospora* und verwandten Pyrenomyceten bekannt; unsre Kenntnis darüber und über die Bedingungen

<sup>1)</sup> Recherches sur le polyphormisme du *Cladosp. herb.* Ann. de l'Inst. Pasteur 1888.

<sup>2)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Ges. 19. Febr. 1892 u. Landw. Jahrb. XXII.

<sup>3)</sup> Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot. VI.



des Auftretens dieser polymorphen Früchte sind noch äußerst lückenhaft. Pauke<sup>1)</sup> hat zwar bei Aussaaten von *Pleospora herbarum* in künstliche Nährlösung aus Conidien, wenigstens aus *Sporidesmium*, immer wieder dieses letztere, aus den Conidien der Pykniden immer nur Pykniden, aus den Ascosporen der Perithecien aber sowohl Conidien als auch Pykniden oder Perithecien, und zwar immer nur eine von beiden Früchten hervorgehen sehen, so daß er dieselben als Wechselgenerationen, von denen eine die andre vertritt, betrachtet. Man darf daraus aber nicht ohne weiteres Schlüsse auf das Verhalten des Pilzes auf seinem natürlichen pflanzlichen Substrate ziehen. Oft hat hier allerdings der Pilz zur Zeit der Beobachtung noch keine Perithecien, sondern nur eine oder die andre Form von Conidien oder Pykniden; und dann ist er eben einstweilen nur mit dem Namen, der diese letztere Fruchtfikation bezeichnet, zu belegen, wie das auch im folgenden zum Teil geschehen ist.

Schwärze des  
Getreides.

1. *Cladosporium herbarum* Link, die Schwärze des Getreides und anderer Pflanzen. Obgleich es ein Conidienzustand ist, welcher diesen Namen trägt, führen wir ihn doch an dieser Stelle auf, weil es unzweifelhaft ist, daß Pyrenomyces aus der Gattung *Pleospora* und verwandte Gattungen mit solchen Conidien fruktifizieren. Immer, wenn Getreide nach erlangter Reife noch eine Zeit lang auf dem Halme steht oder überhaupt auf dem Felde verweilt, also namentlich wenn längeres Regenwetter die Erntearbeiten verzögert, bedecken sich Halme, Blätter und besonders die Ähren mit vielen kleinen oder größeren, mitunter zusammenfließenden schwarzen, rußähnlichen Flecken. Diese Flecke werden von einem Pilz gebildet; sein Mycelium besteht aus verhältnismäßig dicken, kräftigen, mehr oder weniger braunen, teilweise auch farblosen Fäden, die durch zahlreiche Querswände in kurze Gliederzellen geteilt, reichlich verzweigt sind und der Unterlage äußerst dicht und fest angeschmiegt wachsen, in jede Vertiefung derselben sich einsenken und vielfach auch wirklich in die feste Masse der Zellmembranen sich eingraben, Epidermiszellen und selbst tiefer liegende Zellen durchwachsend, doch vorwiegend in Richtungen parallel der Oberfläche. Die endophyten Fäden sind gewöhnlich farblos. An den oberflächlich wachsenden Hyphen entwickeln sich als Zweige derselben die Conidenträger: sie stehen, senkrecht von der Oberfläche sich erhebend, entweder einzeln oder in Büscheln; die letzteren entspringen manchmal von einem subepidermal gebildeten sclerotienartigen, knollenförmigen, braunen Hyphenkomplex; es sind etwa 0,03—0,05 mm lange, einfache, braune Fäden von oft etwas knickig oder knorriger Form meist mit einer oder wenigen Scheidewänden und oben mit einigen kleinen Vorsprüngen (Fig. 60). An letzteren entstehen die Sporen durch Ab schnürung oft zu mehreren kettenförmig; sie fallen äußerst schnell ab und sind rundlich bis ellipsoidisch, einzellig oder mit ein bis drei Querscheidewänden, bläulichbraun, 0,005—0,018 mm lang. Dieselben sind sofort keimfähig und bilden leicht an andern Stellen des Pflanzenteiles, desgleichen auf gewöhnlichen Pilznährlösungen wieder Mycelium und Coni-

<sup>1)</sup> Botan. Zeitg. 1877, pag. 321 ff.

dien. Auch bei andern Gelegenheiten zeigt sich die Schwärze auf dem Getreide, aber fast immer sind es auch dann bereits abgestorbene Teile, welche befallen werden. So besonders wenn in regenlosen Sommern das Getreide vor der Reife auf dem Felde abstirbt und notreif oder in den Körnern ganz veräummert ist und in diesem Zustande gelb und trocken auf dem Halme bleibt; auch dann schwärzt sich der letztere oft mehr oder weniger bis in die Ähren durch das *Cladosporium*. Bei Ähren finden sich oft Blattläuse

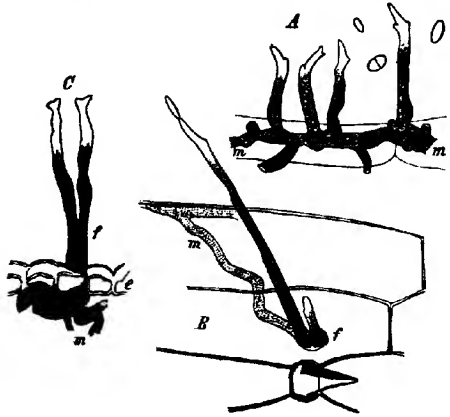


Fig. 60.

Die Schwärze des Getreides, *Cladosporium herbarum* Link. A und B auf noch lebenden Roggenblättern. A ein auf der Epidermis hinwachsender Mycelfaden m, von welchem mehrere aufrechte Conidenträger sich abzweigen, nebst einigen abgefallenen Sporen. B unterhalb der Epidermiszellen wachsender, farbloser Mycelfaden m, welcher bei f eine Epidermiszelle querdurchbohrend nach außen tritt, um sogleich mehrere Conidenträger zu bilden. C Querschnitt durch ein Stück eines von der Schwärze stark befallenen und abgestorbenen Haferblattes. e Epidermis, m die unter derselben entwickelte, gebräunte dichtere Myceliumschicht, von welcher man einen Faden die Epidermis durchbohrend nach außen wachsen und die Beschaffenheit von Conidenträgern f annehmen sieht. 300fach vergrößert.

am Getreide ein; und ihre zuckerhaltigen Ausscheidungen (Honigtau) dürften vielleicht die Keimung und Entwicklung der *Cladosporium*-Sporen auf dem Getreide besonders begünstigen. Auch wenn Blätter oder Ähren des Getreides aus andern Ursachen vorzeitig abgestorben sind, und sich entfarbt haben, so z. B. an durch Frost oder durch parasitische Pilze oder schädliche Insekten getöteten Teilen, siedelt sich gern nachträglich *Cladosporium* an und schwärzt nun die durch jene andre Ursache zerstörten Teile. Die hier beschriebenen Erscheinungen kann man in Deutschland nicht bloß am Roggen, sondern auch an andern Getreide, besonders an Weizen und Gerste beobachten.

Nun hat schon Corda<sup>1)</sup> das *Cladosporium herbarum* für einen wirklichen Parasiten der Roggenpflanze gehalten und ihm die Ursache des Verkümmerns der Ähren und Körner zugeschrieben. Auch Haberland<sup>2)</sup> sah ihn für einen Parasiten an. Aus den hier angeführten Gründen war es aber nicht unbedeutend, daß Kühn<sup>3)</sup> diesen Pilz für einen Saprophyten erklärte und jene andernwelten Einflüsse für die eigentliche Ursache der Beschädigungen hielt, in deren Begleitung der Pilz erst sekundär auftritt. Allein ich habe in der vorigen Auflage dieses Buches (S. 581) gezeigt, daß der Pilz auch parasitisch auftreten und direkt schädlich werden kann. Auf niedrig gelegenen Roggenfeldern bei Leipzig war schon kurz nach der Blüte, Mitte Juni, ein Gelbwerden der Blätter fast an allen Pflanzen eingetreten. Weist war schon das oberste Blatt unter der Ähre ergriffen, die unteren bereits stärker entfarbt. Fast immer begann das Gelbwerden am Grunde der Blattscheide auf deren Oberseite und verbreitete sich von hier aus allmählich weiter aufwärts. Auf der Mitte der eben entstandenen gelben Flecken befand sich eine geringe Menge einer mehrlartigen, grauen Masse, welche aus Pollenkörnern des Roggens bestand, die sich hier auf der Oberseite der Blattscheide leicht ansammeln können. Stets befanden sich darin Sporen und Mycelteile von *Cladosporium*, und der Pilz kam hier zu weiterer Entwicklung. Seine braunen Fäden zogen sich über die Epidermis des Blattes hin, trieben bald an verschiedenen Stellen neue Conidienträger und drangen auch in die Epidermis ein. Die Fäden waren dann unterhalb der letzteren deutlich nachzuweisen und von hier aus drangen sie an manchen Stellen wieder an die Oberfläche, oft so, daß sie die Epidermis bald durch eine Spaltöffnung, bald mitten durch eine Epidermiszelle, bald an der Grenze zwischen zwei solchen durchbohrten, oft um auswendig sofort unter Bräunung ihrer Membran sich vertikal als Conidienträger aufzurichten (Fig. 60 B). In der Umgebung der kranken Stellen war die Epidermis rein. Die zunehmende Entwicklung der Conidienträger hatte auf den schon länger erkrankten Stellen endlich Bildung der charakteristischen schwarzbraunen Flecke der Schwärze zur Folge; und diese Stellen dürrten wieder Ausgangspunkte für die weitere Verbreitung des Pilzes auch nach andern Blättern gewesen sein. In den erkrankten Stellen enthielten die Mesophyllzellen keine Chlorophyllkörner mehr, sondern im wässrigen Saft gelbe, blattartige Körper. Sehr bald wurden die vergelbten Stellen hellbraun und trocken. Man greift wohl nicht fehl, wenn man annimmt, daß durch die Pollenmassen die Ansiedelung des *Cladosporium* begünstigt, oder sogar der Pilz übertragen worden ist. Denn man findet sehr oft nach der Blüte des Getreides die in den Ähren verbliebenen Keste der Staubbeutel von diesem Pilze bedeckt, oft unter deutlicher Schwärzung. Von Caspary sind in Rabenhorst's Herbarium mycologicum II. Nr. 232 Gerstenblätter verteilt worden, die zur Blütezeit braune Flecke bekommen hatten, auf denen ein dem beschriebenen ganz ähnlicher Pilz sich findet; er ist zwar dort *Helminthosporium gramineum Rabenh.* genannt, doch eigentlich nur eine fräftige *Cladosporium*-Form. Es handelt sich hier offenbar um einen dem von mir beobachteten ganz ähnlichen Fall. Diefelbe Erscheinung des Schwarzbraunfleckigwerdens der Blätter junger

<sup>1)</sup> Ökonomische Neuigkeiten u. Verhandlungen 1846, pag. 651.

<sup>2)</sup> Fühling's landw. Zeitg. 1878, pag. 747.

<sup>3)</sup> Fühling's landw. Zeitg. 1876, pag. 734.

Erste beobachtete ich im Juni 1883 bei Angermünde; auch hier war ein Cladosporium als der Veranlasser zu konstatieren. Wenn auf Getreideblättern die Schwärze stark entwickelt ist, so brechen Büschel von Conidienträgern und auch einzelne Conidienträger durch die Epidermis hervor. Unter der letzteren bildet dann das Mycelium oft streckenweise dichte Lager aus verflochtenen Hyphen, welche sich ebenfalls bräunen und oft das Zellgewebe vollständig verdrängen (Fig. 60 C). Ein Fall, wo der Weizen schon im Mai sich mit Schwärze zu bedecken anfang, insofgeheßen die Ähren- und Körnerbildung geschmälert wurde, wird auch von Thümen<sup>1)</sup> erwähnt. Im Juni 1882 kamen bei mir Roggenpflanzen aus einer Gegend der Mark zur Untersuchung, welche vor der Reife weiße Ähren bekommen hatten, weil die Pflanzen von Cladosporium befallen waren, welches sich äußerlich noch wenig als Schwärze zeigte, indem nur erst geringe Conidienbildung eingetreten war, wogegen das Mycelium die inneren Gewebe der oberen Teile des Halmes unter der Ähre zum Teil stark durchwuchert hatte, was eben die Ursache des allmählichen Absterbens der Ähre war. Endlich hat Copriore<sup>2)</sup> bei einer in meinem Institute angestellten Untersuchung junge Weizenpflänzchen mit einer zur Dematium-Sporenbildung gelangten Reinkultur von Cladosporium, welches von verpilzten Weizenkörnern (s. unten) entnommen war, in Pflaumenbefest erfolgreich infizieren können, wobei die Myceliumfäden durch Spaltöffnungen oder Epidermiszellen in das Blattgewebe einbrangen und von Scheide zu Scheide ins Innere des Halmes wucherten, so daß die Pflanzen erkrankten und kümmerlich, wenn auch bis zur Ährenbildung sich entwickelten.

Daß Cladosporium kann auf dem von der Schwärze befallenen Getreide auch bis auf die Körner solcher Pflanzen sich verbreiten und also mit diesen übertragen werden. Solche mit der Schwärze behaftete Getreidekörner sollen nach mehrfachen Berichten krankhafte Erscheinungen im tierischen Organismus hervorrufen, wenn sie zur Nahrung verwendet werden. Nach den Angaben Grifsson's<sup>3)</sup> ist in Schweden der sogenannte „Oer-räg“ oder „Taumelroggen“ eine häufige Erscheinung; er besteht aus kleinen geschwärtzten Roggenkörnern; die daraus bereiteten Nahrungsmittel sollen Schwindel, Bittern, Erbrechen u. hervorrufen. Grifsson fand, daß Roggen von diesen Eigenschaften von Cladosporium herbarum, welches er ebenfalls für einen Parasiten hält, zur Reifezeit in Blättern und Körnern befallen ist, wodurch die Ausbildung der letzteren beeinträchtigt werde. Auch Worontz<sup>4)</sup> berichtet, daß in Süd-Ussurien in Folge starker Niederschläge „Taumelgetreide“ vorkomme, und daß dabei Cladosporium herbarum aufstrete, und zwar auf Roggen, Weizen, Hafer und andern Gräserarten. Durch diese Angaben veranlaßt, ließ Copriore<sup>5)</sup> frisches Stroh und Ähren von Getreide, welches durch Cladosporium stark geschwärtzt war, an Pferde, Hunde, Kaninchen, Affen und Hühner verfüttern, ohne daß die Tiere nach dessen Genuß irgend welche Erkrankungen zeigten. Auch an den Gerstenkörnern, besonders wenn sie aus beregneter Ernte stammen, ist Cladosporium herbarum ge-

Cladosporium  
auf Getreide-  
körnern.

<sup>1)</sup> Fälsching's landw. Zeitung 1886, pag. 606.

<sup>2)</sup> Die Schwärze des Getreides. landw. Jahrb. XXIII. 1894.

<sup>3)</sup> Om Oer-räg. Kgl. Landsk. Akad. Handl. Stockholm 1883.

<sup>4)</sup> Botan. Zeitg. 6. Februar 1891.

<sup>5)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Ges. 19. Februar 1892.

gefunden worden. Zuerst hat das Wohltmann<sup>1)</sup> 1886 in Schweden beobachtet; und neuerdings hat Zöbly<sup>2)</sup> gefunden, daß die Braunspizigkeit der Gerstentörner, die an beregneten Gerstenproben beobachtet wird, durch diesen Pilz veranlaßt ist, und daß solche Körner zwar keine Beeinträchtigung der Ausbildung erkennen lassen, wohl aber eine schwächere Keimungsenergie entwickeln und beim Keimen leicht schimmeln, also für Brauwerke einen verminderten Wert besitzen. Vor einigen Jahren kam mir ein Weizenjaatgut vor, dessen Körner teilweise durch kleine schwarzbraune Punkte und Streifen auffielen, welche oberflächlich auf der Schale saßen und aus Mycelium von *Cladosporium herbarum* bestanden, das besonders zwischen den Haaren an der Spitze des Kornes die charakteristischen Conidienträger mit Sporen aufwies. Es blieb unentschieden, ob dieser Pilz nicht vielleicht auch dem unten genannten Weizenblattpilz (S. 202) angehörte. Mit diesem Material hat Loporre (l. c.) in meinem Institute Untersuchungen angestellt, welche zeigten, daß die aus solchen verpilzten Körnern aufkeimenden Weizenpflanzen durch diesen Pilz fogletch wieder befallen werden können; manche Keimlinge wurden schon sehr frühzeitig getödtet, bei andern wuchs das Mycelium durch den Gefäßteil des Stalmes nach aufwärts und griff entweder nur die unteren Zelle des Stalmes an oder konnte bis hinauf zur Ähre gelangen, deren Fruchtstnoten dann in ihrer weiteren Ausbildung behindert wurden. Es ist damit die Möglichkeit dargethan, daß der Pilz auch durch den Samen übertragen werden kann; es ist daher Auswahl gefunden Saatgutes, Vermeidung der Ausfaat braunspiziger Getreidekörner zu empfehlen; daher dürfte die Beizung des Saatgutes mit 1–1½ prozentiger Schwefelsäure oder mit Kupfervitriol auch zur Abwehr dieses Parasiten vorteilhaft sein. Selbstverständlich ist diese Übertragung durch das Saatgut nicht der einzige Weg, wie der Pilz auf die Pflanze gelangt, denn die gewöhnliche Entstehung der Schwärze auf den bis dahin gesunden Getreidepflanzen bei Notreife oder nach Beregnung zur Erntezeit ist auf Anflug von Sporen von außen zurückzuführen, denn es ist unzweifelhaft, daß der Pilz auch im Ackerboden reichlich vorhanden ist. Auch künstlich konnte Loporre die junge gesunde Weizenpflanze von außen infizieren, wie oben erwähnt wurde.

nomipeten gehört  
das Getreide-  
*Cladosporium*?

Zu welchen Pyrenomyceteten das auf Getreide vorkommende *Cladosporium* gehört, ist noch ziemlich dunkel und im einzelnen Falle oft nicht zu beantworten, da sich gewöhnlich keine Perithezien auf den mit Schwärze befallenen Halmen finden lassen. Auf alten abgestorbenen Getreidehalmen, besonders auf Stoppeln, kennt man drei verschiedene Arten von *Pleospora*, von denen also wahrscheinlich eine oder auch alle zu unserm Pilze gehören. Es sind dies: 1. *Pleospora vagans* Nessel mit meist zerstreut stehenden, niedergedrückt kugelförmigen, fahlen Perithezien und 0,022–0,030 mm langen Sporen mit 5 Querwänden außer den Längswänden, 2. *Pleospora intertoria* Fockel mit reihenweis auf schwarzgefärbten Palmstellen stehenden fahlen kugelförmigen Perithezien und 0,017–0,026 mm langen Sporen mit 5 Querwänden, 3. *Pleospora polytricha* Tul. (*Pyrenophora relicina* Fockel), mit dickwandigen, harten Perithezien, welche mit Haaren besetzt sind, auf

<sup>1)</sup> Zählung's landw. Zeitg. 1. März 1886.

<sup>2)</sup> Jarbe der Brauerei. Österr. Zeitschr. f. Bierbrauerei 1892, Nr. 23 u. 25 und Braunspizige Gerste. Allgem. Brauer- und Hopfenzeitung. 1892, Nr. 106.

welchen oft Conidien (Cladosporium) gebildet werden, und mit 0,035 bis 0,045 mm langen Ascosporen mit 3 bis 5 Querrändern und ziemlich starken Einschnürungen an den Querrändern. Ferner ist aber auch von der spezifisch weizenbewohnenden unten erwähnten *Leptosphaeria Tritici* beobachtet, daß sie meist in Gesellschaft von Conidienträger von der Form des *Cladosporium* vorkommt, so daß also vielleicht auch die *Leptosphaeria* eine *Cladosporium*-Fruchtifikation besitzt.

Die Maßregeln, welche gegen die Schwärze des Getreides anwendbar sind, Mittel gegen die werden sich außer der schon erwähnten Auswahl und Behandlung des Saatgutes, auf dem Felde selbst nur darauf beschränken können, das Getreide früh zu ernten und einzufahren, bei Regenwetter die Garben, auf Stangen oder auf langen, horizontal straff gezogenen Stricken aufzuhängen, womöglich unter einer leichten Bedachung.

Auch die Schwärze auf andern Pflanzen, bestehend in *Cladosporium*, kommt unter denselben Umständen wie auf dem Getreide sehr häufig vor; so z. B. auf dem Stroh und den reifen gelben Hülzen der Erbsen, wenn diese bei feuchtem Wetter längere Zeit im Freien bleiben. Nach Sorauer<sup>1)</sup> soll aber auch hier der Pilz in feuchten Jahren, besonders bei gelagerten Pflanzen auf noch lebenden reifenden Hülzen auftreten und einen Ausfall in der Ernte verursachen. Ähnliches berichtet er von Rohrkörben. Auch in Italien ist auf frischen Erbsenhülzen ein *Cladosporium* beobachtet worden<sup>2)</sup> Auf diesen Pflanzen sind wieder andre Arten von *Pleospora* bekannt und es besteht hier dieselbe Möglichkeit, aber auch derselbe Zweifel bezüglich der Zugehörigkeit derselben zur Schwärze.

Schwärze der Erbsen u.

2. *Pleospora Oryzae* Garov. Am nächsten mit der Schwärze verwandt ist vielleicht auch die Reiskrankheit, die schon seit alter Zeit in den Reisfeldern Oberitaliens bekannt und Reiskrankheit (Brusone oder Carolo del riso) genannt worden ist. Die Blätter und Blattcheiden vertrocknen, werden mattrot, die Stengelknoten sind schwärzlich, eingeschrumpft, oft zerrissen, die Ähren misfarbig, leer und fallen bei der geringsten Berührung ab. Nach Garovaglio<sup>3)</sup> soll der vorstehend genannte Pilz die Ursache sein. Das Mycelium findet sich im Gewebe der befallenen Teile und erzeugt an der Oberfläche schwärzliche Flecke, die aus truppweise beisammenstehenden Spermatogonien, Pykniden und Perithezien bestehen sollen.

Reiskrankheit.

3. *Pleospora Hyacinthi* Sor., die Schwärze der Hyacinthen. Dieser von Sorauer<sup>4)</sup> untersuchte Pilz stellt einen feil auf den Zwiebeln stehenden braunen Überzug dar; seine Myceliumfäden dringen auch ins innere Gewebe der Schuppen ein, und auf der Oberfläche derselben bilden sich zahlreiche Conidienträger in der Form von *Cladosporium fasciculare* Fr., nämlich dicht büschelförmig auf den Trägern stehende einzellige bis vierzellige spitz eirunde Conidien. An den älteren faulwerdenden Zwiebeln entstehen unter der Epidermis eingesenkte, später etwas hervortretende Kapseln, von denen die einen einzellige, farblose Sporen entleeren; Sorauer

Schwärze der Hyacinthen.

<sup>1)</sup> Handb. d. Pflanzenkrankheiten. 1. Aufl., pag. 348.

<sup>2)</sup> Cugini und Macchiati, Bullet. della R. Stazione Agrar. di Modena 1891.

<sup>3)</sup> Del Brusone o Carolo del Riso. Mailand 1874.

<sup>4)</sup> Untersuchungen über die Reiskrankheit und den Ausfall der Hyacinthen. Berlin und Leipzig 1878.

nennt sie *Spermogonien*, obgleich er ihre Sporen keimfähig fand; eine andre Art Kapseln, die er allein *Hythriden* nennt, erzeugt braune, meist zweizellige, ebenfalls keimfähige Sporen. Selten beobachtete Sorauer, ebenfalls an älteren, faulen, mit Schwärze befallenen Zwiebeln Perithezien, die ebenfalls im Gewebe eingesenkt sind und zwischen Paraphysen länglich keulenförmige, achtföpfige Schläuche enthalten; die gelben bis braunen Sporen sind durch Quer- und Längswände mauerförmig in 20 bis 25 Fächer geteilt; diese Sporen keimen sofort nach ihrer Entleerung aus den Schläuchen. Auch diese Schwärze teilt mit andern die Eigentümlichkeit, daß sie vorzugsweise auf schon abgestorbenen Zellen, nämlich auf den im Vertrocknen begriffenen äußeren Schuppen solcher Zwiebeln auftritt, welche durch andre Krankheiten verdorben sind, und zeigt sich dann sowohl, wenn die Zwiebeln in der Erde, als auch wenn sie auf den Stelagen der Zwiebellager sich befinden. Das Mycelium wächst aus den äußeren Zwiebelschuppen allmählich in die darunter liegenden weiter. Sorauer hat auch das Eindringen der Keimschläuche der Conidien in lebende Zwiebelschalen beobachtet. Doch ist aus seinen Mitteilungen nicht bestimmt zu erkennen, in welchem Grade der Pilz für sich allein auf gesunde Zwiebeln einzuwirken vermag. Als Vorbeugungsmittel empfiehlt Sorauer, die Zwiebeln im Boden eine möglichst vollkommene Ausreifeung erlangen zu lassen. — Über eine ähnliche, von *Cladosporium* begleitete Schwärze an den Lagen hat Raffin<sup>1)</sup> berichtet.

Schwärze der  
Kunkelrüben-  
blätter.

4. *Pleospora putrefaciens* (Fuebel) Frank, die Schwärze oder Bräune der Kunkelrübenblätter. Mit diesem Namen muß, soweit der vorgenannte Pilz beteiligt ist, eine sehr häufige Blattkrankheit der Rüben bezeichnet werden, welche darin besteht, daß im Späthommer und Herbst die erwachsenen Blätter stellenweise hellbraun und dann immer dunkler, bis schwarz werden; bei trockenem Wetter vertrocknen diese Stellen, bei Anwesenheit von Feuchtigkeit faulen sie. Ein und wieder kann wohl auch ein ganzes Blatt braun werden. Es ist aber entschieden unzutreffend, diese Krankheit als „Herzäule“ zu bezeichnen, wie dies von Fuebel<sup>2)</sup> welcher den in Rede stehenden Rübenpilz zuerst beobachtete, geschehen ist, was dann in alle Lehrbücher übergegangen ist. Ich habe bei meinen neueren Untersuchungen über die echte „Herzäule“ der Rüben als Ursache derselben einen ganz andern Pilz, *Phoma Betae* (s. unten) nachgewiesen, dessen Mycelium gerade vorzugsweise die jungen Herzblätter der Rüben befallt, ohne jedoch auf denselben zu fruktifizieren. Zugleich habe ich mich überzeugt, daß *Pleospora putrefaciens* die Herzblätter meidet und meist nur die älteren Blätter befällt, auf denen sie vorhanden sein kann, während gleichzeitig die Herzblätter von *Phoma Betae* geädert sind. Darum ist auch die hier charakterisierte Schwärze der älteren Rübenblätter, soweit meine Erfahrungen reichen, nicht von hervorragendem Schaden, während der echte Herzäulepilz überaus gefährlich ist. Die durch Fuebel herbeigeführte Verwechslung ist vielleicht durch die gleichzeitige Anwesenheit eines unerkannt gebliebenen, die Herzblätter tödenden Parasiten veranlaßt worden. Auf den an der Schwärze erkrankten Zellen der Rübenblätter erscheint in Form eines sammel-

<sup>1)</sup> Untersuchungen über die Krankheiten der Lagen und Hyacinthen. Oppeln 1876.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 350.

artigen olivbraunen Überzuges die Conidienform *Sporidesmium putrefaciens* Fuehl. Saccardo hat den Pilz in *Clasterosporium putrefaciens* Sacc. umbenannt; indes ganz mit Unrecht, denn der Name *Clasterosporium* ist für diejenigen Formen aufgestellt worden, deren Sporen nur Querscheidewände besitzen, während der Käschenpilz sehr häufig auch einige Längswände in den Sporen besitzt, was also der Charakter von *Sporidesmium* ist. Ich habe schon in der ersten Auflage dieses Buches S. 586 gezeigt, daß dieser Pilz auf den Käschenblättern in zwei Conidienformen fruktifiziert. Ich fand, daß das endophyte Mycelium in der Epidermis gegliederte Fäden bildet, die sich vielfach zu einem zusammenhängenden Lager aneinanderlegen und dabei bis an die Oberfläche treten, besonders da, wo aus diesem Lager die kleinen dunkelbraunen Büschel der Conidienträger sich bilden, welche aufrecht hervortreten (Fig. 61). Zuerst erscheint ein einziger Conidienträger, dann werden an seiner Basis successu noch mehrere hervorgetrieben, das Käschen wird dichter. Jeder Conidienträger ist ein sehr kurzer, etwas krummer, ziemlich dicker Stiel, auf dessen Spitze eine große *Sporidesmium*-Spore abgesehnürt wird. Diese ist 0,082 mm lang, eiförmig bis verkehrt keilförmig, mit mehreren Quer- und oft mit schiefen Längscheidewänden, braun, am stumpfen

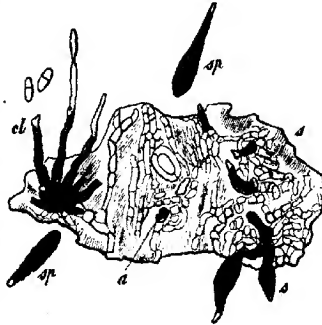


Fig. 61.

#### Der Pilz der Schwärze der Kunkelkräbe.

Ein Stück abgeschchnittener Oberfläche eines Kunkelkräbenblattes mit dem unter der Epidermis vielfach sichtbaren Mycelium, welches nach außen Conidienträger hervortreibt. Diese sind zuerst *Sporidesmium putrefaciens* Fuehl. (bei s). Links bei cl ein älteres Käschen von Conidienträgern, welches eine *Cladosporium*-Form darstellt; die kurzen Träger des *Sporidesmium*, die ihre Sporen bereits abgesehnürt haben, sind am Grunde noch erkennbar. sp abgefallene reife *Sporidesmium*-Sporen. a erster Anfang eines Käschens von *Sporidesmium*, soeben aus der Epidermis hervornwachsend. 200fach vergrößert.

Ende befestigt, am andern Ende in eine hellere, mehr oder weniger lange Spitze verlängert. Nachdem mehrere solche Conidienträger ihre Sporen abgesehnürt haben, werden in demselben Büschel längere Conidienträger getrieben, welche andre, kleinere, ellipsoidische, ein- oder zweizellige Sporen abgesehnüren und also ganz mit *Cladosporium* übereinstimmen (Fig. 61, cl). Kürzlich habe ich auch die zu diesem Pilze gehörigen Perithezien aufgefunden. Auf den noch an der Pflanze stehenden absterbenden Blättern bilden sich an den von der Schwärze befallenen Stellen zerstreut stehende, in der Blattmasse nistende kleine, schwärze, runde Körperchen, die Anlagen der Perithezien, oft während daneben noch die Conidienträger vorhanden sind. Zu dieser Zeit ist in den Perithezienanlagen noch nichts von Schläuchen zu erkennen;



aber sehr bald, nachdem das tote Blatt einiges Zeit im Gerüste auf dem Boden gelegen hat, beginnt die Keimung der Eier, und man kann in manchen dieser Früchte schon vor Eintritt des Winters einzelne Schläuche mit fertigen Sporen finden. Die Keimung schreitet nun aber erst während des Winters weiter fort; und im Frühlinge fand ich auf solchen Blättern die im Herbst mit Sporidesmium und Perithecienanfängen behaftet waren und die ich während des Winters im Freien auf dem Erdboden hatte liegen lassen, die Perithecien völlig reif. Dieselben nisten entweder noch in dem faulen Blatte, mit dem Scheiteltheile, in welchem die Röhre sich befindet, frei liegend, oder wenn die Blattsubstanz inzwischen mehr oder weniger verrottet ist, bleiben sie für sich zurück. Die länglich keulenförmigen Schläuche enthalten je acht länglichrunde, 0,028 mm lange, gelblichbraune Sporen, welche sieben Querswände besitzen, an denen die Sporenoberfläche schwache Einschnürungen zeigt, und außerdem durch einige Längswände mauerförmig vielzellig sind (Fig. 62). Gemäß der Zahl der Querswände der Sporen steht dieser Pilz der *Pleospora herbarum*, der gemeinsten auf vielen Kräutern vorkommenden Art, am nächsten, doch ist die Länge der Sporen geringer; ich habe daher den obigen Namen für diese Art gewählt. Die Ascosporen sind sofort, nachdem sie aus den Schläuchen entleert sind, keimfähig; bei der Keimung bilden die meisten Fäden einer und derselben Spore Keimschläuche. Durch die auf den alten Blättern sitzenden Perithecien geschieht also offenbar hauptsächlich die Überwinterung des Pilzes.



Fig. 62.

***Pleospora putrefaciens*.** Ein Sporen-

Krausellkrankheit  
der Kartoffeln.

Schlauch aus einem Perithecium mit acht mauerförmig vielzelligen braunen Sporen, von denen zwei daneben bei noch starker Vergrößerung.

5. Die Krausellkrankheit der Kartoffeln wird nach Schenk<sup>1)</sup> durch einen Pilz verursacht, der mit dem zuletzt erwähnten am nächsten verwandt ist. Man kennt diese Krankheit schon seit dem vorigen Jahrhundert, wo sie 1770 in England, 1776 in Deutschland epidemisch und sehr schädlich auftrat. Sie darf mit der Kartoffelkrankheit nicht verwechselt werden. Kühn<sup>2)</sup> hat sie zuerst genauer beschrieben, jedoch keinen Pilz gefunden. Ihre Symptome sind folgende. Die Pflanzen haben nicht das frische intensive Grün der gesunden, die Blattstiele und Fiederblättchen sind meist nach unten gebogen, die Blättchen selbst gefaltet oder hin und her gebogen, und an Stengeln, Blattstielen und Blättern treten braune Flecke auf, an denen zuerst die äußeren, später auch die tiefer liegenden Zellen, am Stengel sogar bis ins Mark gebräunt sind. Dann tritt Vertrocknen der Blätter und Stockung des Wachstums ein; und wenn die Pflanzen sich bis zur Ernte lebend erhalten, so ist doch kein oder nur sehr spärlicher Knollenanfaß an ihnen vorhanden. In den gebräunten Flecken fand Schenk verzweigte und septierte Myceliumfäden, welche die Gefäße und die die Gefäßbündel um-

<sup>1)</sup> Biedermann's Centralbl. f. Agriculturnchemie, 1875. II., pag. 280.

<sup>2)</sup> Krankheiten der Kulturgewächse, pag. 200, und Berichte aus dem vönl. Labor. d. landw. Zust., Halle 1872, pag. 90.

gebenden Parenchymzellen durchwachsen und rufen jungen, und als kürzeren, braunen Zellen befehen; aus den letzteren die Pilze die nach außen geführte Wand der Epidermiszellen, die einfach oder am Grunde verzweigten Conidienträger nach außen in Form kleiner, dunkler borstenähnlicher Mäßen. Sie schnüren an ihrer Spitze längliche, mit Querscheidewänden und bisweilen mit einer Längsscheidewand versehene, braune Conidien ab. Wegen der großen Ähnlichkeit mit dem vorerwähnten Pilze bezeichnet ihn Schenl als Varietät desselben mit dem Namen *Sporidesmium exitiosum* var. *Solani*. Auch dieser Krankheitsform beobachtete Schenl noch eine zweite, mit jener in denselben Kulturen auftretende, bei welcher dieselben Symptome und außerdem noch die von früheren Beobachtern erwähnte mehr glasig spröde Beschaffenheit des Stengels, aber keine Pilze zu finden waren, welche also mit der von Kühn beschriebenen Kräuselkrankheit übereinstimmen würde. Hallier<sup>1)</sup> will beide Krankheiten vereinigt wissen; der Verlauf sei zweijährig. Im ersten Jahre durchdringe das Mycelium, indem es in den großen Kúpelgefäßen des Stengels fortwächst, die ganze Pflanze, auch die Stolonen bis zu den jungen Knollen, an denen es einen schwarzen Fleck erzeuge, im zweiten Jahre verbreite sich das Mycelium zunächst im Gefäßbündelkreise des ausgekeimten kranken Knollens weiter; infolgedessen keimen die Knollen gar nicht oder nur mit einem einzelnen Auge und diese Triebe werden wieder kräuselfranke und sterben bald ab, Mycelium trete in diesen aber nicht auf. Es würde demnach also durch die Knollen die Krankheit übertragen werden. Der in der Rede stehende Pilz soll nach Hallier zu der *Pleospora polytricha* Tul. gehören, deren borstig behaarte Perithecien auf den abgestorbenen Stengeln, Stolonen und Knollen der Kartoffelpflanze sich finden sollen. Es ist mir nicht bekannt, daß jemand neuerdings alle diese Angaben auf ihre Richtigkeit geprüft hat.

6. *Pleospora Hesperidearum* Catt., die Schwärze der Orangenfrüchte, verursacht nach Cattaneo<sup>2)</sup> auf den Orangenfrüchten kleine verärrte Stellen, welche sich allmählich ausbreiten und sich mit einem schwarzen Überzug bedecken, der aus der Conidienform *Sporidesmium* piriforme Corda besteht, welche nach Cattaneo zu der oben genannten Perithecienfrucht gehört. Der Pilz veranlaßt ein allmähliches Schrumpfen und Hartwerden der Früchte.

## II. *Leptosphaeria* Ces. et de Not.

Diese Gattung stimmt mit *Pleospora* in jeder Beziehung überein *Leptosphaeria* und unterscheidet sich nur durch die Sporen, welche wie dort meist gefärbt, aber nur mit zwei bis vielen Querscheidewänden versehen sind, die Längswände fehlen ihnen.

1. *Leptosphaeria herpotrichoides* de Not. (*Sphaeria culmifraga* Fr., *Leptosphaeria culmifraga* Ces. et de Not.), der Roggenhalm-  
brecher. Das Mycelium lebt im Halmgrunde der Roggenpflanze vom Frühlinge an, zerstört die jüngeren Bestockungstriebe, welche bis ins Herz verpilzt werden, und dringt endlich auch in den Grund des Haupthalmes,

Roggenhalm-  
brecher.

<sup>1)</sup> Österreichs landw. Wochenbl., 1876, pag. 110 und deutsche landw. Presse 1876, Nr. 13 u. 14.

<sup>2)</sup> La nebbia degli Esperidii, refer. in botan. Centralbl. 1880, pag. 399.

welcher das Holz, nachdem das Wasser abgelaufen ist, so bald als möglich Anfang Juni an die Koggenhaken hat, damit es sich abtrocknen kann. Die Koggenhaken sind meistens aus Eisenblech wie nach der Abbildung zu sehen. Die Koggenhaken sind meistens aus Eisenblech wie nach der Abbildung zu sehen. Die Koggenhaken sind meistens aus Eisenblech wie nach der Abbildung zu sehen.

2. *Leptosphaeria Tritici* Pass., *Uromyces Tritici* auf der Weizenpflanze, die Blätter und Blattstängel befallend, ein giftbildendes, von den untersten älteren Blättern allmählich nach den oberen fortschreitend, je doch nach und nach alle Blätter unter Gelb-, Weiß- und Frodenwerden verderben. Schon junge Pflanzen können dadurch getötet werden. Gelangt die Pflanze zu Galm- und Ährenbildung, so werden die Ähren nach Mangel der Zerstörung der Blätter mehr oder weniger mangelhaft ausgebildet, der Weizen also trocknet. Die befallenen Blätter und Blattstängel sind innerlich durch und durch von dem ziemlich farblosen Mycelium des Pilzes durchwuchert und zeigen zerstreut stehende, sehr kleine, deutlich nur mit der Lupe erkennbare schwarze Pünktchen, d. h. die in der Blattmasse nistenden, nach der Ränderung hervorragenden kugelförmigen Perithezien, welche ziemlich bald nach dem Absterben des Blattes reif werden und in keulenförmigen, mit Paraphysen gemischten Schläuchen je acht mit drei Querschnitten versehen spindelförmige, gerade oder etwas gekrümmte, gelbliche, 0,018–0,019 mm lange Sporen entlassen (Fig. 63). Bisweilen treten auch braune Stieltrichtertragende Fäden, von der Form des *Cladosporium* (Fig. 64) aus dem zertrümmerten Blatte heraus. Der Pilz ist bisher nur in Italien beobachtet worden. Zunächst hat ihn Zangheri an einem Getreide auch in Galizien und Litauen gefunden. Der Pilz ist ebenfalls für einen Parasiten und hat außer dem *Cladosporium* auch die Fruchtkapseln in seiner Begleitung gefunden, die er an diesem Pilze gehörig betrachtet; kleine, mit bloßem Auge nicht sichtbare in der Blattmasse eingesenkte runde Conceptaceln, die einen von der Form eines Phoma, die andern von der einer Septoria; jene nennt er Spermogonien, diese Hydniden. In den letzten Jahren habe ich von diesem Pilze und oft zugleich von *Sphaerella externalis* (s. unten) befallenen Weizen auch aus sehr vielen Gegenden Deutschlands erhalten; die oben gegebene Beschreibung seines Auftretens und seiner Beschädigungen beziehen sich auf diese Vorkommnisse. Außer dem *Cladosporium* fand ich bei dem deutschen Pilze ebenfalls regelmäßig eine begleitende Hydnidenform, welche mit *Septoria graminum* Desm. in den fadenförmigen, oft etwas gekrümmten, 0,060–0,065 mm langen, 0,0012 mm dicken Stielsporen übereinstimmt. Diese Hydniden sind nur 0,06–0,07 mm im Durchmesser und erscheinen dem bloßen Auge als kaum sichtbare braune Pünktchen auf dem

<sup>1)</sup> Deutsche Landw. Presse 27. Juni u. 22. August 1894.

\*) Polymorphisme du *Cladosporium herbarum*. Bull. de l'Acad. des sc. de Cracovie. Dezember 1892.

<sup>3)</sup> Deutsche landw. Presse, 22. August 1894.



grün, dann wird es misfarbig und trocknet ein. An den Schoten hat dies zur Folge daß sie einschrumpfen, dürr werden und leicht von selbst aufspringen. Bei spätem Befall können die Samen zur Ausbildung kommen, bei zeitigem schrumpfen und verderben sie ebenfalls. Die Krankheit vermindert daher sowohl den Körnerertrag als den Futterwert des Strohens; an den am stärksten und frühesten befallenen Stellen soll der Ertrag zuweilen gleich Null sei. Kühn hat gezeigt, daß die Krankheit von einem Pilz herrührt, dessen dünne, farblose, verdickte Fäden zunächst zwischen den inneren Zellen verbreitet sind, eine Erhöhung des Zellinhalts, Misfarbigwerden der Chlorophyllkörner, endlich auch eine Erdrünnung der Zellmembranen hervorbringen. Unter der Epidermis der krank gewordenen Stellen entwickelt sich das Mycelium zu einer Art Lager, indem die Fäden stärkere Äste bekommen, die sich immer dichter aneinander drängen und in mehreren Schichten übereinander liegen. Von diesem Lager dringen nun einzelne Fäden durch die Epidermis hervor, um hier zu Conidienträgern zu werden. Das sind ziemlich kurze, vertikal von der Oberfläche der Pflanzenteile sich erhebende, unverzweigte Fäden, welche einige Querswände bekommen und sich bräunen. Sie schmühen an der Spitze eine Spore ab, die bei ihrem ersten Auftreten rund ist, dann eiförmig langgestreckt, im reifen Zustande spindel- oder verkehrt keulensförmig, durch mehrere Querscheidewände septiert und braun wird, oben in eine langgezogene Spitze endigt, 0,12—0,14 mm lang ist. Diese Sporen fallen sehr leicht ab und keimen dann äußerst leicht wieder; oft wächst, noch wenn sie auf dem Conidienträger stehen, ihre fadenförmige Spitze weiter und kann eine zweite, diese wohl eine dritte Spore erzeugen, so daß mehrere kettenförmig übereinander stehen (die Form *Alternaria Née*). Dieser Conidienzustand ist als *Sporidesmium exitiosum Kühn* oder *Polysmus exitiosus Mont.* bezeichnet worden. Auf den Blättern erzeugt der Pilz rundliche, braune, oft von einem gelben oder rötlichen Hofe umgebene Flecke. Hier hat ihn Kühn auch in der Form von Pykniden, diese als *Depazea Brassicae* bezeichnet, d. h. als sehr kleine, schwarze, runde, in der Blattmasse zum Teil eingesenkte Kapseln, angetroffen. Die Zusammengehörigkeit beider Pilzformen wurde dadurch konstatirt, daß durch künstliche Ausfaat der Conidien auf grüne Blätter Flecke entstanden, in denen die *Depazea* sich bildete, und daß auch im freien Felde auf den *Depazea*-Flecken die Conidienträger gesehen wurden. Wenn zu diesem Pilze eine Perithezienform gehört, ist nicht zu bezweifeln. Daß wir die eingangs genannte *Leptosphaeria* dafür ansprechen, so geschieht dies auf die Ansicht Fudels<sup>1)</sup> hin; doch bedarf dies noch des sichern Nachweises. Fudel hat diese Perithezien im Frühling auf dürrten Stengeln von *Brassica Napus* und *Rapa* gefunden; ihre Äste enthalten acht spindelförmige, nur durch Querswände in meist sechs, selten bis zu zehn Zellen geteilte gelbe Sporen. Dagegen zieht Comès<sup>2)</sup> den Kapsvorwerker in den Formenkreis der auf abgestorbenen Stengeln zahlreicher Kräuter wachsenden *Pleospora herbarum*.

Daß der Pilz die Ursache der Krankheit ist, hat Kühn durch Injektionsversuche nachgewiesen, bei denen er durch Ausfaat von Conidien auf den Schoten schon nach wenigen Tagen franke Flecke erzeugen konnte. Die Keimschläuche bringen durch die Spaltöffnungen ein. Die Sporen haben noch

<sup>1)</sup> l. c. pag. 136.

<sup>2)</sup> *Le Crittogame parassite*. Napoli 1882, pag. 434.

nach Jahresfrist ihre Keim- und Infektionskraft. Die leichte Keimfähigkeit und schnelle Entwicklung des Pilzes erklärt es, daß die Krankheit auf dem Felde, besonders wenn Gewitter und feuchtwarme Witterung herrschen, oft in wenig Tagen mit rapider Schnelligkeit um sich greift. Außerdem kommt der Pilz noch auf andern Cruciferen, z. B. auf verschiedenen Unkräutern, wie Federich und *Diplotaxis tenuifolia*, vor, und an den Blättern aller dieser Pflanzen findet er sich auch während des Winters. Bei der so großen Verbreitung des Schmarögers läßt sich schwer etwas gegen denselben thun. Kühn rät, befallene Pflanzen zeitig zu ernten und in Haufen zu setzen, so daß die Schoten nach innen stehen, der Regen von diesen abgehalten wird, aber Luft frei durchstreifen kann, um das Trockenwerden der Schoten zu beschleunigen, deren Körner dann auszureifen vermögen.

Möhrenverderber hat Kühn (l. c.) einen Pilz genannt, der von *Polydesmus exitiosus* keine nennenswerten Verschiedenheiten zeigt und daher für eine Varietät desselben gehalten wird. Er bringt an den Möhren, immer von den Blattspitzen und den äußeren Blättern beginnend, schwarz-graue Flecke hervor, die sich ausbreiten, zusammenfließen und endlich das ganze Kraut schwärzen können; auch auf die Wurzel soll der Pilz bisweilen übergehen.

Möhren-  
verderber.

### III. *Didymosphaeria Fuekel*.

Die Perithezien haben eine papillenförmig hervorragende Mündung, um welche die Oberhaut des Pflanzenteiles meist geschwärzt ist durch eine aus fest verbundenen braunen Fäden bestehende Schicht, und enthalten zwischen Paraphysen achtsporige Schläuche, deren Sporen zweizellig, braun oder farblos sind. Die meisten leben auf abgetorbenen, nur die wenigen hier erwähnten auf lebenden Stengeln, ohne erhebliche Beschädigung zu veranlassen.

1. *Didymosphaeria Genistae Fuekel*, an lebenden Ästen von *Genista pilosa*. Auf *Genista*.

2. *Didymosphaeria epidermidis Fuekel*, an lebenden Ästen von *Berberis* und *Corylus*. Auf *Berberis* und *Corylus*.

3. *Didymosphaeria albenscens Niessl*, auf gebleichten Flecken des Periderms lebender Äste von *Lonicera*, *Xylosticum* und *Myricaria germanica*. Auf *Lonicera* und *Myricaria*.

### IV. *Venturia Ces. et de Not.*

Die eingesenkten Perithezien sind an ihrer hervorragenden Mündung mit steifen, dunklen Borsten besetzt und enthalten Paraphysen und Äste, die Sporen sind zweizellig, farblos oder grünlich oder bräunlich gefärbt. Die meisten Arten leben saprophyt auf toten Pflanzenteilen, nur wenige auf lebenden Blättern. Wir nehmen die Gattung hier in dem von Winter<sup>1)</sup> aufgestellten Sinne.

*Venturia*.

1. *Venturia Geranii (Fr.) Winter* (*Dothidea Geranii Fr.* Stig. Auf *Geranium*, *matae Geranii Fr.*), an der Oberseite der Blätter von *Geranium psacillum*, molle etc., auf einem purpurroten Fleck zerstreut oder in kreisförmiger Anordnung stehende Perithezien bildend.

<sup>1)</sup> Rabenhorst, Kryptogamenflora. Die Pilze 1. 2. Abth., pag. 433. Brant, Die Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. II. 20

- Auf Rumex. 2. *Venturia Rumicis* (Desm.) Winter, auf den Blättern verschiedener Rumex-Arten; die Perithezien stehen in kleinen Gruppen auf kleinen, bräunlichen, bürren Blattflecken, welche grün oder purpurn umrandet sind. Fuckel rechnet hierher als Conidienform *Ramularia obovata* (s. unten).
- Auf Epilobium. 3. *Venturia maculaeformis* (Desm.) Winter (*Dothidea maculaeformis* Desm., *Sphaerella Epilobii* Fuckel, *Dothidea Johnstonii* Berk. et Br.), auf Blättern verschiedener Epilobium-Arten, wo die Perithezien gesellig auf kleinen weißlichen oder bräunlichen franken Flecken sitzen, welche von einem purpurbraunen Hofe gesäumt sind.
- Auf Dryas. 4. *Venturia islandica* Johans., auf *Dryas octopetala* in Island.
- Auf Comarum. 5. *Venturia palustris* Bonn. et Rouss., auf *Comarum palustre* in Belgien.
- Auf Erica. 6. *Venturia Straussii* Sacc. et Rouss., auf Blättern und Ästchen von *Erica scoparia* in Frankreich.
- Auf Lonicera. 7. *Venturia Lonicerae* Sacc., auf den unteren Blättern von *Lonicera Xylosteum*.

#### V. Gibellina Pass.

- Gibellina. Die Perithezien sitzen in einer in dem Pflanzenteile mehr oder weniger ausgebreiteten schwarzgrauen, von Pilzfäden gebildeten stromaartigen Schicht und brechen mit einer halsartigen Mündung hervor; sie enthalten Paraphysen und achtsporige Schläuche; die Sporen sind länglichrund, zweizellig, bräunlich.
- Auf Weizen. *Gibellina cerealis* Pass., auf dem Weizen, bisher nur in Italien, von Passetini<sup>1)</sup> beobachtet; der Pilz erzeugt auf den Blattscheiden schwarze, zum Teil zusammenfließende Streifen, in denen die hervortretenden Perithezien reihenweise sitzen; die Sporen sind 0,022—0,030 mm lang. Infolge dessen verfärben sich und vertrocknen die Blattspreiten. Passetini<sup>2)</sup> erhielt durch Ausstreuen kranker Halmsrübe und Einsaat von Weizenkörnern in Gartenerde im ersten Jahre nicht kranke Pflanzen, bei der Aussaat im zweiten Jahre aber reichlich neue Perithezien auf den aufgewachsenen Getreidepflanzen; nach seiner Vermutung bleiben die Sporen nicht ungeteimt jahrelang in der Erde, sondern bilden ein Mycelium, welches vielleicht in den Wurzeln überwintert.

#### VI. Ophiobolus Riess.

- Ophiobolus. Die Perithezien sind ohne Stroma dem Pflanzenteile eingesenkt, nur mit der meist cylindrisch verlängerten halsförmigen Mündung hervorstehend, später mehr oder weniger hervortretend, und durch ihre sehr langen Nisci ausgezeichnet, welche fadenförmig lange, oft mit zahlreichen Quermännen versehene gelbliche Sporen enthalten. Paraphysen vorhanden.
- Weizenhalmschütte. *Ophiobolus herpotrichus* (Fr.) Sacc. (*Sphaeria herpotricha* Fr., *Rhaphidophoma herpotricha* Tul.), der Weizenhalmschütte auf Weizen, wobei auf den unteren Blättern und Halmgliedern eine Schwärzung und

<sup>1)</sup> Revue mycolog. 1886, pag. 177.

<sup>2)</sup> Bollettino del Comitato agrar. parm. Parma 1890.

kleine schwarze Pünktchen, die Peritheccien, sich zeigen. Infolge des Befallens werden die Pflanzen trocken und weißlich, die Ähren krümmen sich mehr oder weniger, zeigen schwarz- und braunflechtige Spelzen und enthalten verkümmerte oder klein bleibende Körner. Die 0,5–0,75 mm großen, schwarzen Peritheccien findet man besonders an den Stoppeln entwickelt, oft einem braunsüßigen Myceliumpilz aufliegend. Die Asci sind 0,18–0,20 mm lang, die Sporen fast so lang als die Asci. Wahrscheinlich überwintern die Peritheccien, weshalb Verbrennen solcher Stoppeln angezeigt ist. Der Pilz ist zuerst in Italien beobachtet worden; Morini<sup>1)</sup> hat die erwähnte Erkrankung des Weizens in Italien beschrieben und dabei außer *Sphaerella exitialis* und verschiedene auf Gramineen bekannte Septoria-Formen auch den vorstehenden Pilz gefunden, den er als *Ophiobolus herpotrichus* Sacc. var. *breviasca* Morin. bezeichnet. Eine zugleich gefundene *Hendersonia herpotricha* Sacc. wird als zugehörige Pyknidenform vermutet. Nach Pissieux und Delacroix<sup>2)</sup> hat der Pilz sich neuerdings auch in Frankreich, so besonders an der Umgegend von Paris gezeigt, wo man ihn *Maladie du Pied* oder *Picéin du Blé* genannt hat.

Im Sommer 1894 habe ich den Pilz zum erstenmal in vielen Gegenden Deutschlands beobachtet, wo sein Mycelium nicht nur den Stängelgrund durchwucherte, sondern auch bis in die Wurzeln hinabwuchs und diese tötete, so daß die Weizenhalme zeitig abstarben, weiß und notreif wurden<sup>3)</sup>; der oben gegebene deutsche Name dürfte daher bezeichnend sein. In einem Falle fand ich an den verpilzten Teilen auch eine Pyknidenform, welche ich *Phoma Tritici* nenne und welche vielleicht zu *Ophiobolus* gehört.

## VII. *Dilophia* Sacc.

Die Peritheccien, dicht gedrängt stehend, sind in den Pflanzenteil eingesenkt und bleiben dauernd von der Epidermis bedeckt. Die Schläuche enthalten je acht fast fadenförmige, lange, mit zahlreichen Querswänden versehene Sporen, die an jedem Ende mit einem fadenförmigen Anhängsel versehen sind.

*Dilophia graminis* Sacc., auf den Blättern und Blattstängeln verschiedener Gramineen, sowohl des Getreides als der Gräser. Schon vor der Blütezeit finden sich auf den grünen Blättern kleine, weißliche, etwas in die Länge gezogene Flecke, auf deren Mitte kleine schwarze Pünktchen sichtbar werden, die bisweilen so dicht stehen, daß die ganze Mitte wie ein schwärzlicher Fleck erscheint. Auf den Blattstängeln werden die bleichen Flecke bisweilen größer, bis zur Länge von einem oder einigen Centimetern, die Scheide rings umgebend, und sind dann mit zahlreichen schwarzen Pünktchen versehen. Das Wachstum der Halme kann dadurch schon zeitig gehemmt werden. Die schwarzen Pünktchen sind aber keine Peritheccien, sondern Pykniden, in denen collustrische, einzellige, farblose, 0,010 mm lange, an beiden Enden mit einigen abstehenden ästigen Haaren versehene Stylosporen erzeugt werden. In dieser Form ist der Pilz schon länger unter dem Namen *Dilophospora graminis* Desm., bekannt und wiederholt gefunden

*Dilophia.*

Auf Getreide und Gräsern.

<sup>1)</sup> Nuovo giorn. botan. ital. XVIII. 1886, pag. 32.

<sup>2)</sup> Bull. Soc. Mycol. de France VI. 1890, pag. 110.

<sup>3)</sup> Deutsche landw. Presse, 22. August. 1894.



worden. Nach Fückel<sup>1)</sup> sollen sich später aus den Psyniden die im Frühjahr auf dem abgestorbenen Stroh reifenden Perithezien bilden, indem Sporenschläuche mit 0,072 mm langen Sporen von der oben beschriebenen Beschaffenheit sich in ihnen entwickeln; vielleicht aber ersähen die Perithezien zwischen den alten Psyniden. Auch Saccardo hat diese Perithezien gefunden und danach dem Pilze obigen Namen gegeben. Nicht erwiesen ist Fückel's Annahme, daß *Mastigosporium album* Riess. (f. unten) die Conidienform des Pilzes sei; ich habe weder nach *Mastigosporium* die *Hilophospora* folgen, noch der letzteren jenes vorausgehen sehen. Die Stylosporen sind, wie Karsten<sup>2)</sup> beobachtet hat, keimfähig: sie bekommen in der Mitte eine Einschnürung, zu beiden Seiten derselben eine Anschwellung und lösen sich daselbst in zwei Hälften; an der nämlichen Stelle entsteht der Keimschlauch. Weitere Entwicklung ist nicht beobachtet worden. Dieser Pilz wurde in der Psynidenform schon von Desmazieres<sup>3)</sup> 1840 in Frankreich auf Roggen beobachtet. In England hat ihn Berkeley<sup>4)</sup> 1862 bei Southampton in einem Weizenfelde gefunden, wo die Ähren fast völlig körnerlos blieben, weil der Pilz in den Spelzen und Ährenspindeln sich entwickelt hatte. Fückel<sup>5)</sup> fand den Schwarzer an *Holcus lanatus* im Rheingau, Karsten (l. c.) an *Festuca ovina*: um Leipzig ist er in den siebziger Jahren von mir mehrfach an *Dactylis glomerata* beobachtet worden. Auf dem Getreide scheint er in Deutschland noch nicht bemerkt worden zu sein.

Sphaerella und  
Laestadia.

### VIII. *Sphaerella* Ces et de Not. und *Laestadia* Awd.

Die sehr kleinen, schwarzen, dünnwandigen Perithezien sind nur der Epidermis oder den oberflächlichen Gewebeschichten eingesenkt, seltener treten sie später mehr oder weniger hervor; sie sind kugelig und haben nur einen einfachen Porus am Scheitel; sie enthalten keine Paraphysen, nur ein Büschel keulenförmiger Schläuche mit je 8 ungleich zweizelligen, eiförmigen, meist farblosen Sporen. Formen, bei denen die Sporen einzellig sind, hat man mit dem besonderen Gattungsnamen *Laestadia* bezeichnet; indessen dürfte diese Unterscheidung gewisse Schwierigkeiten haben, da bisweilen die Septierung der Sporen undeutlich und im nicht völlig reifen Zustande jedenfalls noch nicht vorhanden ist. Die meisten Arten dieser umfangreichen Gattung finden sich auf abgestorbenen, verwesenden Blättern oder Stengeln der verschiedensten Pflanzen. Mancher derselben hat man für die Perithezien solcher Pilze gehalten, welche auf kranken Flecken lebender Blätter in der Form von Conidien oder von Psyniden auftreten (f. unten); doch ist dies noch keineswegs sicher entschieden. Einige *Sphaerella*-Arten aber treten mit ihren Perithezien

<sup>1)</sup> Symbolae mycolog., pag. 130 und 300.

<sup>2)</sup> Botanische Untersuchungen, pag. 336.

<sup>3)</sup> Ann. des sc. nat. 2. sér. T. XIV.

<sup>4)</sup> Vergl. Bot. Zeitg. 1863, pag. 245.

<sup>5)</sup> Bot. Zeitg. 1862, pag. 250. Symbolae mycol., pag. 130 u. 1. Nachtrag, pag. 12.

nurlich parasitisch auf lebenden Blättern auf, hier Blattfleckenkrankheiten verursachend, reifen jedoch die Perithezien meist auch erst auf den abgestorbenen Blättern. Diese Arten zählen wir hier auf.

1. Auf Farnen. a) *Sphaerella Polypodii Fockel* (*Sphaerella tyrolensis Awd.*), auf dürr werdenden braunen Flecken der lebenden Blätter von *Polypodium vulgare*, *Aspidium Filix mas*, *Asplenium Trichomanes*, *Pteris aquilina*.

b) *Sphaerella Filicum Awd.*, auf beiden Seiten brauner Flecken an lebenden Blättern von *Aspidium Filix mas*, *spinulosum* und *Asplenium Adnigrum nigrum*.

c) *Sphaerella Pteridis de Not.*, auf den Blättern von *Pteris aquilina*.

d) *Sphaerella Equiseti Fockel*, auf *Equisetum palustre* und *sylvaticum*.

2. Auf Gramineen. a) *Sphaerella exitialis Morini*, auf den Blatt- und Graminneen scheiden und Blättern des Weizens, wo die braunen, kugelförmigen Perithezien auf beiden Blattseiten stehen und schwarzgraue Streifen bilden, worauf die Blätter vertrocknen und infolgedessen die Ähren und Körner sich mangelhaft entwickeln. Sporen cylindrisch, eiförmig, 0,014—0,016 mm lang, ungleich zweizellig. Der Pilz war bisher nur in Italien von Morini<sup>1)</sup> beobachtet worden; im Sommer 1894 habe ich ihn in verschiedenen Gegenden Deutschlands auf Weizenblättern aufgefunden, teils für sich allein, teils in Gesellschaft mit *Leptosphaeria Tritici* und andern Weizenpilzen. Ebenso fand er sich in Pommern auf Gerste.

b) *Sphaerella basicola Frank*, auf den unteren Blattcheiden des Roggens, 1894 in vielen Gegenden Deutschlands, oft in Gesellschaft mit *Leptosphaeria herpotrichoides* (Z. 301) von mir gefunden. Die Perithezien stehen einzeln, zerstreut, in der Außenseite der Scheide, sind 0,12—0,18 mm im Durchmesser, mit dünner, brauner Wand, einfacher, runder, porenförmiger Mündung, rötlichem Kern und 0,010—0,012 mm langen, spindelförmigen, in der Mitte eingeschnürten Sporen.

c) *Sphaerella leptopleura de Not.*, auf Blattcheiden des Roggens in Italien. Die Perithezien der Länge nach reihenförmig geordnet, Sporen ein- oder unendlich zweizellig.

d) *Sphaerella longissima Fockel*, auf Blättern von *Bromus asper*, Perithezien dicht stehend und lange Streifen bildend.

e) *Sphaerella recutita Cooke*, auf den Blättern von *Dactylis glomerata*, auf denen die Perithezien in langen, parallelen Reihen stehen, wodurch das Blatt grau gefärbt erscheint und absterbt. Sporen länglich-keulenförmig, 0,012—0,014 mm lang.

f) *Laestadia canifians Sacc.*, auf Blättern von *Triticum repens*, die dadurch fast grau erscheinen.

g) *Sphaerella Hordei Karst.*, auf den Oberseiten der Blätter von *Hordeum vulgare* in Finnland, schädlich; die schwarzen Perithezien sind niedergebückt kugelig, die Sporen länglich spindelförmig, an der Scheidewand eingeschnürt, 0,018—0,024 mm lang.

<sup>1)</sup> Nuovo giorn. botan. ital. XVIII. 1886, pag. 32.

- b) *Sphaerella Zeae* Sacc., auf Maisblättern trockene weißliche, gelb gesäumte Flecke bildend, auf denen die punktförmigen Perithezien herdenweise stehen. Sporen oblong-spindelförmig, gekrümmt, 0,020 mm lang. Bis her nur in Oberitalien gefunden.
- i) *Sphaerella paulula* Cooke, auf Blattstücken des Mais in Amerika; Sporen 0,005 mm lang.
- k) *Sphaerella Ceres* Sacc., auf bleichen Blattflecken von Sorgo in Italien. Auf den Flecken sollen zunächst Hyphen mit eiförmigen, zweizelligen, 0,014 mm langen Sporen, später die Perithezien auftreten, deren Sporen oblong-eiförmig, in der Mitte eingeschnürt, 0,020 mm lang sind.
3. Auf Juncaceen. *Sphaerella Luzulae* Cooke, auf Blättern von *Luzula alba* in Österreich.
4. Auf Eilicaceen. a) *Sphaerella allicina* Awd., auf Blättern und Schäften verschiedener Allium-Arten, besonders Zwiebel und Knoblauch. Die dicht herdenweise stehenden Perithezien sind von der grauschimmernden Epidermis bedeckt. Sporen oblong, nicht eingeschnürt, 0,016 mm lang. Ob dieser und der folgende Pilz wirklich an lebenden Teilen auftreten, ist mir nicht sicher.
- b) *Sphaerella Schoenoprasii* Awd., auf Blättern von Allium Schoenoprasum und Porrum große graue Flecke bildend, in denen die Perithezien dicht herdenweise sitzen. Sporen oblong, schwach eingeschnürt, 0,017–0,021 mm lang. Auch Hyphen mit einzelligen, spindelförmigen, 0,025–0,028 mm langen Sporen sind dabei gefunden worden.
- c) *Sphaerella brunneola* Cooke, auf Blättern von *Convallaria majalis*.
5. Auf Polygonaceen. *Sphaerella Polygonorum* Sacc., auf Blättern von Polygonum und Rumex.
6. Auf Caryophyllaceen. a) *Sphaerella tingens* Niessl., auf roten Blattflecken von *Arenaria ciliata* in der Schweiz.
- b) *Sphaerella isariphora* Ces. et de Not. (*Sphaerella Stellariae* Fuckel), auf *Stellaria*, vielleicht zu *Isariopsis* gehörig (i. unten).
7. Auf Cupuliferen. a) *Sphaerella punctiformis* Ravenh., auf der unteren Blattseite von *Quercus*, *Fagus*, *Castanea*, *Aesculus*, *Corus*.
- b) *Laestadia sylvicola* Sacc. et Roum., auf beiden Blattseiten von *Quercus Robur*.
- c) *Laestadia punctoidea* Awd., auf der oberen Blattseite der Eichenblätter.
- d) *Laestadia contacta* Sacc., auf *Quercus coccifera* in Frankreich.
- e) *Laestadia Cerris* Pass., auf Blättern von *Quercus Cerris* in Italien.
8. Auf Betulaceen. a) *Sphaerella harthensis* Awd., auf der unteren Blattseite von *Betula*.
- b) *Sphaerella Alni* Sacc., auf *Alnus glutinosa*.
9. Auf Cannabinaceen. *Sphaerella erysiphina* Cooke, auf bräunlichen, trocknen, schwärzlich gerandeten Blattflecken des Hopfens, in England.
10. Auf Ulmaceen. a) *Sphaerella comedens* Pass., auf trocknen, hellbraunen Flecken der Blätter von *Ulmus campestris*.
- b) *Sphaerella ulmifolia* Pass., auf Blättern von *Ulmus campestris* in Italien.

11. Auf Platanaceen. *Sphaerella Platani* Ell. et Mort., auf Auf Platanaceen.  
den Blättern von *Platanus occidentalis* in Amerika.
12. Auf Salicaceen. a) *Sphaerella genuflexa* Awd. auf den Auf Salicaceen.  
unteren Blattseiten von *Salix alba*.  
b) *Sphaerella salicicola* Fuekel, auf der oberen Blattseite von  
*Salix caprea*, *nigricans* und *triandra*.  
c) *Sphaerella macularis* Awd., auf den oberen Blattseiten von  
*Populus tremula*; Sporen 0,007—0,009 mm lang.  
d) *Sphaerella crassa* Awd., auf den oberen Blattseiten von *Populus*  
*tremula* und *alba*; Sporen 0,018—0,025 mm lang.  
e) *Sphaerella major* Awd., auf den unteren Seiten der Blätter von  
*Populus tremula*; Sporen 0,014 mm lang.  
f) *Sphaerella maculans* Pass., auf Blättern von *Populus alba*  
in Italien.
13. Auf Ranunculaceen. a) *Sphaerella Pulsatillae* Awa., auf Auf  
auf *Pulsatilla pratensis*. Ranunculaceen.
- b) *Sphaerella Adonidis* Sacc., auf *Adonis vernalis*.
14. Auf Magnoliaceen. a) *Sphaerella Liriodendri* Cooke, auf Auf  
auf den oberen Blattseiten von *Liriodendron tulipifera* in Amerika. Magnoliaceen.
15. Auf Berberideen. *Sphaerella Berberidis* Awd., auf Berberis Auf Berberideen.  
*vulgaris*.
16. Auf Cruciferen. a) *Sphaerella brassicaecola* Ces. et Auf Cruciferen.  
*de Not.*, auf bräunlichen, vertrocknenden Blattflecken von Kohl, Raps, Rettich  
und Meerrettich, auf denen die Perithezien dicht herdenweise an beiden  
Blattseiten stehen. Sporen oblong oder schwach keulenförmig, 0,018 mm  
lang.  
b) *Sphaerella Cruciferarum* Sacc., auf Stengeln und Schoten von  
*Erysimum*, *Lepidium* und andern Cruciferen.
17. Auf Rutantiaceen. a) *Sphaerella Hesperidum* Penz. Auf  
et Sacc., auf Blättern von *Citrus Limonum* in Norditalien. Rutantiaceen.
- b) *Sphaerella inflata* Penz., auf lebenden Ästchen von *Citrus*  
*Aurantium* in Italien.
18. Auf Celastraceen. *Sphaerella Evonymi* Awd., auf der Auf Celastraceen.  
unteren Blattseite von *Evonymus europaeus*.
19. Auf Anacardiaceen. *Sphaerella Pistaciae* Cooke, auf Blättern Auf  
von *Pistacia* in Südfrankreich. Anacardiaceen.
20. Auf Eliaceen. *Sphaerella sparsa* Awd., auf den Blatt Auf Eliaceen.  
unterseiten von *Tilia parvifolia*.
21. Auf Dralideen. *Sphaerella depazeaeformis* (Awd.) Auf Dralideen.  
*Winter* (*Sphaerella Carlii* Fuekel, *Carlia Oxalidis* Rabenh., *Laestadia*  
*Oxalidis* Sacc.), auf runden, weißlichen, später braunen Blattflecken von  
*Oxalis Acetosella* und *corniculata*.
22. Auf Vitaceen. *Sphaerella Vitis* Fuekel, siehe unten Cer- Auf Vitaceen.  
*cospora vitis*.
23. Auf Buxaceen. *Laestadia excentrica* Sacc., auf weißen Auf Buxaceen.  
Blattflecken von *Buxus sempervirens* in Frankreich.
24. Auf Ribesiaceen. *Sphaerella Ribis* Fuekel, auf den oberen Auf Ribesiaceen.  
Blattseiten von *Ribes rubrum*.
25. Auf Umbelliferen. a) *Sphaerella sagedioides* Winter, Auf Umbelliferen.  
auf Stengeln von *Daucus Carota* und *Dipsacus sylvestris* bei Zürich.

- b) *Sphaerella rubella* Nüssl et Schröt., auf Stengeln von *Angelica sylvestris*.
- Auf Araliaceen. 26. Auf Araliaceen. *Sphaerella hedericola* Cooke, auf Blättern von *Hedera Helix*.
- Auf Cornaceen. 27. Auf Cornaceen. *Laestadia sytema solare* Sacc., auf der oberen Seite der Blätter von *Cornus sanguinea*, kreisförmig um franke Flecke stehend.
- Auf 28. Auf Thymelaeaceen. *Sphaerella Laureolae* Aud., auf Thymelaeaceen. Blättern von *Daphne Laureola*.
- Auf 29. Auf Diagraceen. *Sphaerella Epilobii* Sacc. auf *Epilobium*.
- Auf 30. Auf Spiraeaceen. *Sphaerella maculans* Sacc. et Romm., auf den Blätterunterseiten von *Spiraea Ulmaria*.
- Auf 31. Auf Rosaceen. a) *Sphaerella Dryadis* Aud., auf den oberen und *Sphaerella Biberwierensis* Aud., auf den unteren Blattseiten von *Dryas octopetala*.
- b) *Laestadia rhytismoides* Sacc., auf den oberen Blattseiten von *Dryas octopetala*.
- c) *Sphaerella Winteri* Sacc., auf Blättern von *Rubus corylifolius* in Italien.
- d) *Laestadia Rosae* Aud., auf den unteren Blattseiten von *Rosa canina*.
- e) *Sphaerella Fragariae* Sacc. (*Stigmatea Fragariae* Tul.), ist die Ursache der Fleckenkrankheit der Erdbeerblätter, wo auf den kleinen, weißen, dunkelrot gesäumten Flecken gewöhnlich Pyreniden (*Phyllosticta fragaricola* f. unten) auftreten: doch sind auch andre Formen, nämlich *Ascochyta* und *Septoria* gefunden worden (Zulašne<sup>1)</sup>) hat auf ihnen auch Conidienträger von der Form der *Ramularia* (f. unten) beobachtet. An den älteren verwesenden Blättern hat derselbe im Winter eine andre Form von Conidienträgern und mit diesen zusammen Perithechien mit länglich eiförmigen, schwach eingeschnürten, 0,015 mm langen Sporen gefunden. Erstere entsprechen der Gattung *Graphium*, d. h. es sind stielartige, dunkel gefärbte Körper, die aus vielen parallel verwachsenen Hyphen bestehen, welche oben pinselförmig auseinander treten und Ketten elliptischer, einfacher Sporen abschneiden. Ob nun aber die auf den faulenden Blättern gefundenen Perithechien, wie Zulašne annimmt, mit jenem Schmarotzer der Blattflecke zusammengehören, ist freilich nicht sicher erwiesen. Fückel<sup>2)</sup> will statt des *Graphium* eine andre, wenn auch ähnliche Form von Conidienträgern, einen *Stysanus*, gefunden haben. Auch er sieht die Perithechien als Organe des Parasiten an, ohne dies näher zu begründen. Überhaupt bedarf es genauerer Untersuchungen darüber, ob oder wie weit die hier erwähnten Pilzformen zusammengehören. Diese Fleckenkrankheit ist außerordentlich häufig, meist jedoch ohne bemerkbaren Schaden zu machen. Bespritzung mit Kupfervitriol ist dagegen empfohlen worden. In Nordamerika soll eine Bespritzung stark erkrankter Erdbeerpflanzen bald nach der Fruchternte mit einer 2prozent. Schwefelsäurelösung zwar die alten Blätter getödet, aber auf dem neu gebildeten Laub das Auftreten des Pilzes verhütet haben, was bei den nicht behandelten Pflanzen nicht eintrat<sup>3)</sup>.

<sup>1)</sup> Fungorum Carpologia I., pag. 288. Taf. XXXI.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 108.

<sup>3)</sup> Report of the chief of the Section of veget. pathol. for the year 1889. Washington 1890.

Einen Fall, wobei die Blätter von Treib-Erdbeeren, die in sehr fräftigem Boden standen, durch die zahlreichen Flecken bis zum Vertrocknen beschädigt wurden, die Krankheit sich aber verlor, als die Pflanzen im Frühjahr in lockeren Gartenboden gepflanzt wurden, erwähnt Sorauer<sup>1)</sup>.

32. Auf Pomaceen. a) *Sphaerella sentina Fuehl.*, siehe unten Auf Pomaceen. *Septoria piricola*.

b) *Sphaerella Bellona Sacc.*, siehe unten *Phyllosticta pyrina*.

c) *Sphaerella pomi Pass.*, in kleinen braunen nicht berandeten Flecken auf der Blattoberseite des Apfelbaumes in Oberitalien.

d) *Laestadia radiata Sacc.*, auf *Sorbus torminalis*.

33. Auf Leguminosen. a) *Sphaerella Vulnerariae Fuehl.* Auf Leguminosen. auf braunen, trockenen Blattflecken von *Anthyllis vulneraria*. Sporen cylindrisch oder schwach keulenförmig, 0,010–0,013 mm lang. Fuehl. rechnet hierzu als Conidienform *Cercospora radiata* und als Spermogonienform die *Ascochyta Vulnerariae*.

b) *Sphaerella phaseolicola Sacc.*, auf Blättern von *Phaseolus* bläßrötliche Flecken bildend, auf denen später die Perithezien erscheinen. Sporen oblong, 0,015–0,020 mm lang. In Frankreich.

c) *Sphaerella Morieri Sacc.*, auf braunen Flecken der Blätter von *Pisum* und *Phaseolus*, auf denen später die Perithezien mit ellipsoidischen, 0,016–0,018 mm langen Sporen sich bilden. In Frankreich.

d) *Sphaerella pinodes Niessl.*, auf Stengeln von *Pisum sativum*.

e) *Sphaerella Cytisi sagittalis Aud.*, auf den Stengelstängeln von *Cytisus sagittalis*.

f) *Sphaerella Ceratoniae Pass.*, auf Blättern von *Ceratonia Siliqua* in Sicilien.

34. Auf Ericaceen. a) *Sphaerella Vaccinii Cooke*, auf Blättern Auf Ericaceen. von *Vaccinium Myrtillus* und *arborescens*.

b) *Sphaerella brachytheca Cooke*, auf den oberen Blattseiten von *Vaccinium Vitis idaea*.

c) *Laestadia Rhododendri Sacc.*, auf roten Blattflecken von *Rhododendron ferrugineum* in Italien.

35. Auf Pirolaceen. *Sphaerella Pirolae Rostr.*, auf Blättern Auf Pirolaceen. von *Pirola grandiflora* in Grönland.

36. Auf Primulaceen. *Sphaerella Primulae Wint.*, auf Blättern Auf Primulaceen. von *Primula minima* und *Androsace*.

37. Auf Oleaceen. *Sphaerella verna Sacc. et Speg.*, auf der Auf Oleaceen. Blattunterseite von *Forsythia viridissima* in Italien.

38. Auf Convolvulaceen. *Sphaerella adusta Niessl.*, auf Auf Convolvulaceen. Stengeln von *Convolvulus arvensis* bei Brunn.

39. Auf Labiaten. a) *Sphaerella umbrosa Sacc.*, auf Galeopsis Auf Labiaten. *versicolor* in Italien.

b) *Sphaerella polygramma Niessl.*, auf Stengeln von *Ballota nigra*.

40. Auf Rubiaceen. *Sphaerella coffeicola Cooke*, auf Blättern Auf Rubiaceen. von *Coffea arabica* in Venezuela.

41. Auf Caprifoliaceen. a) *Sphaerella Clymenia Sacc.*, auf Auf Caprifoliaceen. *Lonicera Caprifolium* in Frankreich und Italien.

<sup>1)</sup> Pflanzentränkheiten. 2. Aufl. II., pag. 368.

- b) *Sphaerella ramulorum* Pass., auf lebenden Zweiglein von *Lonicera Caprifolium* in Italien.  
 c) *Sphaerella Symphoricarpi* Pass., auf lebenden Zweiglein von *Symphoricarpos racemosus* in Italien.  
 d) *Sphaerella Lantanae* Awd., auf der unteren Blattseite von *Viburnum Lantana*.  
 e) *Sphaerella Tini* Arcang., auf Blättern von *Viburnum Tinus* in Italien.
- Auf Compositen. 42. Auf Compositen. a) *Sphaerella praecox* Pass., auf Stengeln von *Lactuca saligna* in Italien.  
 b) *Sphaerella Jurineae* Fuck., auf *Jurinea cyanoides*.  
 c) *Sphaerella Arnicae* Speg., auf *Arnica montana* in Italien.
- Auf verschiedenen Pflanzen. 43. Auf verschiedenen Pflanzen. *Laestadia maculiformis* Sacc., auf lebenden Blättern verschiedener Bäume, durch bauchig spinelförmige Sporen kenntlich.

IX. *Physalospora* Niessl.

- Physalospora*. Peritheccien wie bei *Sphaerella*, aber außer den Sporenschläuchen auch Paraphysen enthaltend; Sporen einzellig farblos.
- Auf Citrus. 1. *Physalospora citricola* Penz., auf trockenen, weißen Blattstücken von *Citrus Limonium* in Italien.
- Auf Weinbeeren. 2. *Physalospora Bidwillii* Sacc., auf Weinbeeren, siehe unten *Phoma uvicola*.

X. *Arcangelia* Sacc.

- Arcangelia*. Peritheccien wie bei *Sphaerella*, aber in den Thallus von Lebermoosen eingefenkt, schwarz, mit Haaren besetzt.
- Auf Riccia. *Arcangelia Hepaticarum* Sacc., im lebenden Thallus von *Riccia tumida* in Italien.

XI. *Hypospila* Fr.

- Hypospila*. Peritheccien wie bei voriger Gattung, dünnhäutig, ohne Paraphysen und mit langgestreckten Schläuchen mit je acht meist einzelligen, länglichen farblosen Sporen. Die Gattung unterscheidet sich durch ein schwarzes, zelliges Stroma, welches wie ein Schild den Scheitel des Perithecciums umgibt und als schwarzer Fleck auf dem Blatte erscheint.
- Auf Dryas. *Hypospila rhytismoides* Niessl., (*Sphaeria rhytismoides* Fr., *Sphaerella rhytismoides* de Not., *Sphaerella Dryadis* Fockel), an der Oberseite brauner Flecke der Blätter von *Dryas octopetala*.

## C. Schwarzartige Pyrenomyceten, von denen nur Conidien bekannt sind.

- Conidienzustände In dieser Gruppe führen wir diejenigen parasitischen Pilze auf, schwarzartige deren Peritheccien unbekannt sind, welche aber auf der Oberfläche der Pyrenomyceten befallenen Pflanzenteile dieselben oder ähnliche conidientragende Fäden

in mehr oder minder ausgebreiteten, meist dunkelbraunen Räschen bilden, wie es viele Pilze der vorhergehenden Gruppen thun, zu denen daher wahrscheinlich die nachfolgenden Pilze gestellt werden müssen, wenn ihre Perithezien sicher aufgefunden sein werden. Zum Teil möchte vielleicht der parasitäre Charakter dieser Pilze noch zweifelhaft sein, indem manche derartige Pilzformen auf Pflanzenteilen, die schon aus einer andern Ursache abgestorben sind, also sekundär auftreten könnten.

### I. Cladosporium Link.

Die aufrecht stehenden, mäßig langen, unverzweigten braunen Cladosporium. Conidienträger schnüren an der Spitze an kleinen, seitlichen Vorsprüngen die Sporen ab und haben daher eine etwas unregelmäßig knidige oder knorrige Form; die Sporen sind eiförmig oder elliptisch, ein- oder zweizellig, bräunlich. Die Conidienträger wachsen vereinzelt oder büschelweise, bisweilen in dichten Räschen aus der Epidermis hervor, wie in Fig. 60 dargestellt ist. Die meisten dieser Pilze haben wir schon S. 292 erwähnt als die Schwärze verschiedener Pflanzen bedingend. Von den folgenden Formen lassen sich die zugehörigen Perithezien noch nicht angeben.

1. Cladosporium fasciculare Fr., auf den Blättern der Hyacinthen und Lilien. Auf Hyacinthen und Lilien.

2. Cladosporium velutinum Ell. et Tracy, auf Phalaris canariensis in Missouri. Auf Phalaris.

3. Cladosporium Hordei Pass., auf Blättern der zweizeiligen Gerste in Grantreich. Auf Gerste.

4. Cladosporium carpophilum Thüm., nach Thümen<sup>1)</sup> auf kranken misfarbigen Flecken der Pfirsichfrüchte. Die Sporen sind ein- oder zweizellig, 0,020 mm lang. Nach Erwin Smith<sup>2)</sup> ist der Pilz auch in Nordamerika in manchen Gegenden sehr häufig. Er befällt die halb ausgewachsenen Früchte, und unter den Pilzflecken bildet die Frucht eine schützende Korke; beim späteren Wachsen der Frucht zerklüftet dieselbe tief und unregelmäßig, was durch Regenwetter begünstigt wird. Auf Pfirsichen.

5. Cladosporium condylonema Pass., auf Blättern von Prunus domestica in Italien. Auf Prunus domestica.

6. Cladosporium juglandinum Cooke, auf Blättern von Juglans in England. Auf Juglans.

7. Cladosporium elegans Penz., auf den Blättern der Citrus-Arten in Gewächshäusern in Italien. Auf Citrus.

8. Cladosporium Rhois Arang., auf den Blättern von Rhus coriaria in Italien. Auf Rhus.

9. Cladosporium Paeoniae Pass., auf Blättern von Paeonia officinalis. Auf Paeonia.

<sup>1)</sup> Fungi pomicoli, Wien 1879, pag. 13.

<sup>2)</sup> Journ. of Mycology. V. Washington 1889, pag. 32.



- Auf Sanicula.** 10. *Cladosporium punctiforme* Fuehl., auf Blättern von *Sanicula europaea*.
- Auf Oliven.** 11. Ein *Cladosporium* auf Oliven wurde von Cuboni<sup>1)</sup> in Toscana beobachtet, wo es freistunde, eingesenkte, rostrote Flecke erzeugte, unter denen das Fruchtfleisch fault.
- Auf Tomaten.** 12. *Cladosporium fulvum* Cooke, auf gelben Flecken der Blätter der Tomaten, die in Glashäusern im Depart. du Nord kultiviert wurden<sup>2)</sup>, auch in England und Amerika bekannt<sup>3)</sup>. Auf Tomatenfrüchten ist ein *Cladosporium Lycopersici* Plow., angegeben worden.
- Auf Gurken.** 13. *Cladosporium cucumerinum* Ell. et Art., auf kranken, grauen, später grünschwarzen Flecken der Gurken, die dadurch schon zeitig vernichtet werden können und wobei häufig Tropfen gummiartiger Substanz infolge der Zerstörung der Zellen an den kranken Flecken austreten. Die Krankheit wurde von Arthur<sup>4)</sup> bei New-York beobachtet, 1892 auch von mir in einer Gärtnerei bei Berlin, wobei sich herausstellte, daß Besprikung mit Kupfervitriol-Kalkbrühe keinen Erfolg hatte, weil die Sporen dieses Pilzes sehr widerstandsfähig gegen Kupfer sind<sup>5)</sup>.

## II. Helminthosporium Link.

**Helminthosporium.**

Diese Form unterscheidet sich von der vorigen durch kurz cylindrische oder spindelförmige, mit mehreren Quermänden festierte, also wurmförmige Sporen, ist ihr aber sonst im äußeren Auftreten sehr ähnlich.

**Auf Gerste.**

1. *Helminthosporium gramineum* Eriks., von Grifffon<sup>6)</sup> als Ursache einer Krankheit der Gerste in Schweden im Jahre 1885 beobachtet, wobei die Blätter, von den unteren beginnend, lange, schmale, dunkelbraune Flecke bekommen, die von einem gelben Rande eingefasst sind und sich in der Längsrichtung des Blattes ausbreiten. Manche der so befallenen Pflanzen sterben ab, ehe sie die Ähre entwickelt haben. Auf den Flecken fruktifiziert der Conidienpilz, wodurch die Teile schwarz bekrantzt erscheinen. Die einzelnen oder zu wenigen beisammenstehenden bräunlichen Conidienträger schmüren länglich cylindrische, bräunliche, mit 1 bis 5 Quermänden versehene, sehr große, nämlich 0,050—0,100 mm lange und 0,014—0,020 mm dicke Sporen ab. In der Gegend von Stockholm wurden 1 bis 5 Prozent, bei Upsala 10—20 Prozent aller Pflanzen schließlich durch die Krankheit getötet. Im Jahre 1889 wurde dieser Pilz auf Gerste von Kirchner<sup>7)</sup> auch bei Hohenheim, sowie in Tirol und Vorarlberg beobachtet. Ich habe ihn neuerdings auch in verschiedenen Gegenden Deutschlands gefunden.

**Auf Reis.**

2. *Helminthosporium turcicum* Pass., von Passerini<sup>8)</sup> bei

<sup>1)</sup> Buletino di Notizie agrario. Roma 1889, pag. 250.

<sup>2)</sup> Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 109.

<sup>3)</sup> Garden. Chronicle 1887, II, pag. 532.

<sup>4)</sup> Bull. of the Agricultural Exper. Station of Indiana. 1889.

<sup>5)</sup> Jahresber. d. Sonderausch. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1893, pag. 423.

<sup>6)</sup> Über eine Blattfleckkrankheit der Gerste. Refer. in Botan. Centralblatt XXX. 1887, pag. 89.

<sup>7)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 24.

<sup>8)</sup> La Nebbia del gran turco. Parma 1876.

einer Krankheit des Reis in Oberitalien beobachtet, wobei die Blätter gelblich wurden und vorzeitig abstarben und diesen Conidienpilz trugen. Die Sporen sind 0,085–0,092 mm lang, mit 5–8 Scheidewänden.

3. *Helminthosporium inconspicuum* C. et Ell., auf Reisblättern in Nordamerika. Sporen 0,08–0,12 mm lang, mit drei bis fünf Scheidewänden. Auf Reis.

4. *Helminthosporium sigmoideum* Cav., auf Halmen und Blättern von *Oryza sativa* in Italien. Auf *Oryza*.

5. *Helminthosporium heteronemum* Oudem. (*Macrosporium heteronemum* Derm.), auf den Blättern von *Sagittaria sagittifolia* große, rundliche, hellbraune Flecke bildend, auf deren oberen Seite kleine, schwarze Köstchen zerstreut stehen. Der Pilz ist zuerst von Desmazieres<sup>1)</sup> beobachtet worden. Er bildet Büschel conidientragender Fäden, welche aus der Epidermis, nicht aus den Spaltöffnungen hervorbrechen und eine verkehrt keulenförmige, durch viele Querscheidewände septierte, braune Spore abspinnen.

6. *Helminthosporium nubigenum* Speg., auf den Blättern von *Arenaria tetraquetra* in Frankreich. Auf *Arenaria*.

7. *Helminthosporium echinatum* B., auf Reifen in England, wo der Pilz nach Smith<sup>2)</sup> schädlich geworden ist. Auf Reifen.

8. *Helminthosporium Sarraceniae* Mac. Mill., auf den Blättern von *Sarracenia purpurea* in Amerika<sup>3)</sup>. Auf *Sarracenia*.

9. *Helminthosporium phyllophilum* Karst., auf Blättern von *Cornus alba* in Finnland. Auf *Cornus*.

10. *Helminthosporium Cerasorum* Berl. et Vogl. (*Septosporium Cerasorum* Thüm.), auf reifen Kirschen in Götz. Auf Kirschen.

11. *Helminthosporium carpophilum* Lév., auf rundlichen, mehr oder weniger ausgedehnten schwarzen, harten Flecken auf den Hirschrüchten bei Paris nach Léveillé<sup>4)</sup>. Die Fruchtkörper tragen am Scheitel eine spindelförmige, mit 4–5 Querscheidewänden versehene Spore. Auf Hirschrüchten.

12. *Helminthosporium reticulatum* Cooke, auf Blättern von *Fraxinus* in England. Auf *Fraxinus*.

### III. *Heterosporium* Klotzsch.

Die Sporen sind von *Helminthosporium* nur dadurch verschieden, Heterosporium. daß sie stachelige oder körnigraube Oberfläche besitzen. Diese Pilze sind ebenfalls braune Flecke auf grünen Pflanzenteilen.

1. *Heterosporium Allii* E. et M., auf *Allium*-Arten. Auf *Allium*.

2. *Heterosporium Ornithogali* Klotzsch., auf Blättern von *Ornithogalum*. Auf *Ornithogalum*.

3. *Heterosporium gracile* Sacc., auf *Iris germanica*. Auf *Iris*.

4. *Heterosporium variabile* Cooke, auf den Blättern von *Spinacia* in England. Auf *Spinacia*.

5. *Heterosporium echinulatum* Cooke (*Helminthosporium echinulatum* Berk., *Heterosporium Dianthi* Sacc. et Roum.), auf den Blättern

<sup>1)</sup> Ann. des sc. nat. 3. sér. T. XX (1853), pag. 216.

<sup>2)</sup> Gard. Chronicle 1886, pag. 244.

<sup>3)</sup> Mac Millan, Bull. of the Torrey Bot. Club. New York 1891, pag. 214.

<sup>4)</sup> Ann. des sc. nat. 1843, pag. 215.

von *Dianthus barbatus* und *Caryophyllus*, eine Relfenkrankheit verursachend?).

#### IV. *Ceratophorum* Sacc.

**Ceratophorum.** Die Conidien gleichen denen von *Helminthosporium*, tragen aber am oberen Ende einige aufrechte und nach der Seite gerichtete lange, gerade, borstenförmige, farblose Fortsätze.

**Auf Cytisus.** *Ceratophorum setosum* Kirchm., auf Blättern und Stengeln einjähriger Sämlinge von *Cytisus capitatus* von Kirchner<sup>2)</sup> beobachtet. Es erscheinen braune Flecke, die sich allmählich über die genannten Teile ausbreiten und dieselben zum Absterben bringen. In allen erkrankten Organen befindet sich ein farbloses, reich verzweigtes Mycelium, von welchem Zweige an die Außenfläche der abgestorbenen Teile wachsen und hier je eine 0,04—0,08 mm lange Conidie von der oben beschriebenen Form, mit 3—8 Querswänden erzeugen, welche in Wasser sehr leicht keimen.

**Sporidesmium u.  
Clasterosporium.**

#### V. *Sporidesmium* Link. und *Clasterosporium* Schw.

Die Conidien sind länglich eiförmig oder verkehrt keulenförmig mit mehreren Querswänden, oft auch mit einigen Längswänden, bräunlich (vergl. Fig. 61, S. 299). Die Bezeichnung *Sporidesmium* will *Saccaro* für die zugleich mit Längswänden versehene Sporenform, *Clasterosporium* für die nur mit Querswänden versehene angewendet wissen. Doch ist dies ein wechselnder Charakter, so daß sich diese Unterscheidung nicht überall durchführen läßt.

**Auf Pflirsch- und  
Mandelbäumen.**

1. *Sporidesmium Amygdalearum* Tass. (*Clasterosporium Amygdalearum* Sacc.), nach Passerini in Oberitalien auf den Blättern der Pflirsch- und Mandelbäume Flecke verursachend, infolge deren schon die jungen Blätter abfallen sollen. Die Conidienträger bilden schwarze Büschel und erzeugen elliptische oder verkehrt eiförmige, drei- bis fünffach septierte Sporen. *Clasterosporium Amygdalearum* Sacc. ist vielleicht derselbe Pilz.

**Auf Ulmen.**

2. *Sporidesmium Ulmi* Fuckel, auf den Blättern der Ulmen.

**Auf Roseda.**

3. *Sporidesmium septorioides* West., auf *Roseda odorata* in Belgien.

**Auf Ahorn-  
feimpflanzen.**

4. *Sporidesmium acerinum* (R. Hart.) (*Cercospora acerina* R. Hart.), bringt an den Ahornfeimpflanzen eine von R. Hartig<sup>3)</sup> beobachtete Krankheit hervor, wobei die Cotyledonen oder die ersten Laubblätter schwarze Flecke bekommen, in deren Gewebe das Mycelium des Pilzes wächst und die Epidermiszellen durchbrechend äußerlich in einzelnen zerstreut stehenden, kurzen Conidienträgern hervortritt, welche eine schlank keulenförmige, fadenartig verdünnte, mit mehreren Querscheidewänden versehene Conidie an ihrer Spitze erzeugen. R. Hartig hat den Pilz falsch bestimmt, denn die Gattung *Cercospora* ist morphologisch wesentlich anders.

<sup>1)</sup> Vergl. Zust. botan. Jahresber. 1888 II., pag. 357 und 1890 II., pag. 278.

<sup>2)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 324.

<sup>3)</sup> Untersuchungen aus dem forstbot. Institut zu München. I., pag. 58, und Lehrb. d. Baumkrankheiten, pag. 113.

Die Myceliumsfäden bilden oft wie andre verwandte Pilze mehrzellige, braune Komplexe von Chlamydosporen, wie aus den Abbildungen R. Hartig's zu ersehen ist; letzterer nennt sie freilich völlig inkorrekt Sclerotien; er hat ihre Keimfähigkeit konstatiert. Der Pilz lebt auch sehr gut saprophyt im Erdboden.

5. *Sporidesmium dolichopus* Pass., auf kranken Flecken der Auf Kartoffeln. Kartoffelblätter, die durch *Phytophthora infestans* veranlaßt sind, daher zweifelhaft, ob wirklich parasitär. Die Sporen sind 0,075 mm lang, keulenförmig, bräunlich, mit 10–12 Scheidewänden und in einigen Fällen auch mit Längswänden. In Italien.

6. *Sporidesmium mucosum* Sacc., auf der Fruchtschale der Kürbisse, Auf Kürbissen. in Italien, von mir auch bei Berlin beobachtet.

## VI. *Alternaria* Nees ab Es.

Die Conidien sind von der Beschaffenheit derjenigen von *Sporidesmium*, stehen aber in kettenförmigem Verbande übereinander. Diese Form ist jedoch von *Sporidesmium* nicht genügend verschieden, vielmehr kann wahrscheinlich jedes *Sporidesmium* bei reicher Ernährung in die Form der *Alternaria* übergehen.

*Alternaria.*

1. *Alternaria tenuis* Nees ab Es. Dieser als Saprophyt verbreitete Pilz ist nach Behrens<sup>1)</sup> die Ursache des Schwammes der Tabaksecklinge. Bei dieser Krankheit werden die Keimpflanzen des Tabaks schlaff, schmutzig dunkelgrün, an ihrer Oberfläche naß und schleimig und werden endlich von einem farnmetartig schwarzen Raie überzogen. Letzterer besteht aus den Conidien des Pilzes, dessen farblose, gegliederte Myceliumsfäden die Pflanzchen vollständig umspinnen und stellenweise auch in sie eindringen. Zuerst werden die *Sporidesmium*-Conidien gebildet; dieselben sind 0,03–0,04 mm lang; dann erscheinen auf ähnlichen kurzen Conidienträgern ebenfalls in kettenartigen Verbänden einzellige, ovale, farblose, 0,006–0,009 mm lange Sporen (vermutlich *Cladosporium*). Constantin<sup>2)</sup> und Behrens konnten auch auf künstlichen Nährsubstraten aus den *Sporidesmium*-Sporen beide Conidienformen wieder erziehen, die einzellige auch in einer Form mit verzweigten Conidienträgern (*Hormodendron*), jedoch aus den einzelligen Conidien auch immer nur diese wieder. Die Infektion von Tabakseckpflanzchen gelang leicht, aber nicht an andern Keimpflanzen. Nach Behrens greift der Pilz gesunde Tabakspflanzen nicht an, sondern nur solche, welche durch ungünstige Bedingungen geschwächt und dazu disponiert worden sind. Hohe Luft- und Bodenfeuchtigkeit und mangelnder Luftwechsel seien hauptsächlich diese Faktoren, worauf also bei der Erziehung der Tabaksecklinge Rücksicht zu nehmen ist. Wahrscheinlich kann der Pilz auch durch den Samen übertragen werden, da Behrens an einzelnen Samen anhaftende *Alternaria*-Sporen finden konnte.

Auf Tabak.

2. *Alternaria Brassicae* Sacc., auf trockenen Blattflecken des Kohls und auf Früchten von *Papaver somniferum*.

Auf Kohl und Papaver.

<sup>1)</sup> Über den Schwamm der Tabaksecklinge. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. 11. 1892, pag. 827.

<sup>2)</sup> Revue générale de Bot. par Bonnier 1889, pag. 453 u. 501.

**Auf Weinstock.** 3. *Alternaria Vitis* Cav., auf sich entfärbenden Flecken längs den Nerven an der Blattoberseite des Weinstocks in Italien.

#### VII. *Fusariella* Sacc.

**Fusariella.** Durch die gekrümmt spindelförmigen, übrigens ebenfalls durch Querswände drei bis mehrzelligen, braunen Sporen von den verwandten Formen unterschieden.

**Auf Allium.** 1. *Fusariella atrovirens* Sacc. (*Fusarium atrovirens* Berk.), bildet kleine schwarze Flecke auf Allium-Arten in England, wodurch die Pflanzen sterben.

**Auf Myrien.** 2. *Fusariella cladosporioides* Karst., bildet dunkle Flecke auf den Blättern der Myrien und tötet diese; in Finnland.

#### VIII. *Brachysporium* Sacc.

**Brachysporium.** Von *Sporidesmium* durch die mehr kurzen, et- oder birnförmigen, aber jedenfalls mit mehreren Querswänden versehenen Conidien unterschieden. Die kurzen Conidienträger bestehen aus blasigen Gliedern.

**Auf Knoblauch.** *Brachysporium vesiculosum* Sacc., soll auf den Blüten und Früchten des Knoblauchs schwärzliche Flecke bilden, durch welche die Fruchtbildung beeinträchtigt wird. Sporen 0,008—0,010 mm lang, mit 3 bis 6 Querswänden.

#### IX. *Dendryphium* Wallr.

**Dendryphium.** Die aufrechten Conidienträger bilden oben kurze Zweige, auf denen meist in Ketten geordnet cylindrische, mit zwei oder mehr Querswänden versehene, braune Conidien abgeknüpft werden.

**Auf Papaver.** *Dendryphium penicillatum* Fr., weit ausgebreitete schwarzbraune Räschen auf abgeblühten Flecken der Blätter und Stengel von *Papaver somniferum* bildend.

#### X. *Macrosporium* Fr.

**Macrosporium.** Die in Büscheln stehenden aufrechten, braunen Conidienträger bilden in der Nähe der Spitze länglichrunde oder keulenförmige, durch Quer- und Längswände vielzellige braune Conidien.

**Auf Zwiebeln.** 1. *Macrosporium parasiticum* Thüm., auf den kranken Partien, welche *Peronospora Schleideni* (S. 77) auf Allium-Arten, besonders auf Zwiebeln erzeugt, tritt manchmal eine Schwärzung ein, verursacht durch den genannten Pilz. Sporen 0,042—0,048 mm lang, mit 6—10 Querswänden. King & Miga be<sup>1)</sup>, welcher diese Zwiebelkrankheit auch in Bermuda beobachtete, machte Kulturen mit den Conidien und will als Peritheciiform *Pleospora herbarum* erhalten haben. Es ist noch zweifelhaft, ob der Pilz, wie Thümen annahm, parasitär ist. Er könnte möglicherweise nur sekundär auftreten. Von Shipley<sup>2)</sup> und von Kean<sup>3)</sup> wurde die Ansicht ausgesprochen, daß der Pilz die Zwiebeln nicht zur Erkrankung bringen könne, wenn sie nicht zuerst von der *Peronospora* befallen waren. Mit diesem Pilz ist wahrscheinlich *Macrosporium Alliorum* Cooke et Mass., in England identisch.

<sup>1)</sup> Ann. of Botany III., No. 9.

<sup>2)</sup> Ann. of Botany III. 1889, pag. 268.

<sup>3)</sup> Daselbst IV. 1889, pag. 170.

2. *Macrosporium Choeiranthi* Fr., auf Blättern und Schoten von *Auf Choeiranthus*.  
*Choeiranthus Choeiri* etc.

3. *Macrosporium uvarum* Thüm., auf reifen oder fast reifen Wein- *Auf Weinbeeren*.  
beeren schwärzlich-graugrüne, sammetartige Räschen bildend, wodurch die  
Beeren absterben und unbrauchbar werden sollen. Sporen 0,012—0,0024 mm  
lang, mit 5—6 Querswänden. Von Thümen bei Görz beobachtet.

4. *Macrosporium Camelliae* Cooke et Mass., auf Blättern von *Auf Camellia*.  
*Camellia japonica* in England.

5. *Macrosporium rosarium* Penz., auf trockenen Blatrflecken von *Auf Citrus*.  
*Citrus Limonum* in Italien.

6. *Macrosporium trichellum* Arc. et Sacc., auf franken Blatrflecken *Auf Evonymus*  
von *Evonymus japonicus* und *Hedera Helix*.

7. *Macrosporium nigricans* Atins., veranlaßt nach Atkinson<sup>1)</sup> *Auf der Baum-*  
eine Erkrankung der Baumwollpflanze in Amerika. *wollpflanze*.

8. *Macrosporium Carotae* Ell. et Lange, auf den Blättern der *Auf Mohrrüben*  
Mohrrüben in Nordamerika, die dadurch gelb, dann braunschwarz werden  
und absterben. Die Conidien sind keulenförmig, mit 5—7 Querswänden,  
in den oberen Fächern auch mit Längswänden, 0,050—0,070 mm lang.

9. *Macrosporium sarcinae formis* Cav., soll nach Cavara<sup>2)</sup> *Auf Kottlee*.  
auf Kottlee Blatrflecke erzeugen.

10. *Macrosporium Meliloti* Peck., auf Blättern von *Melilotus* *Auf Melilotus*.  
in Nordamerika.

11. *Macrosporium Schemnitzense* Bäuml., auf Blättern von *Auf Galeobdolon*.  
*Galeobdolon luteum* in Ungarn.

12. *Macrosporium Lycopersici* Plover., auf den Früchten von *Auf Solanum*  
*Solanum Lycopersicum* in England. Sporen 0,02—0,07 mm lang, unregel. *Lycopersicum*  
mäßig birnenförmig, wurmförmig septiert. *und Datura*.

13. *Macrosporium Cookei* Sacc., auf Blättern von *Solanum Lycop-*  
*ersicum* und *Datura Stramonium* in Amerika.

14. *Macrosporium peponicolum* Rabenh., auf der Fruchtschale *Auf Kürbis*.  
vom Kürbis.

### XI. *Napicladium* Thüm.

Auf kurzen, büschelig stehenden Conidienträgern sitzen auf der Spitze *Napicladium*.  
inzeln stehende, längliche, braungefärbte Conidien mit zwei oder mehr  
Querswänden.

1. *Napicladium arundinaceum* Sacc., bildet auf den Blättern *Auf Schilfrohr*.  
des Schilfrohrs große, weit verbreitete, sammetartige, olivenschwarze Überzüge.  
Die Sporen sind 0,040—0,045 mm lang. Ob der Pilz parasitären Charakter  
hat, dürfte noch zweifelhaft sein.

2. *Napicladium pusillum* Cav., auf den Beeren des Weinstocks in *Auf Weinbeeren*.  
Italien. Sporen 0,020—0,029 mm lang.

### XII. *Zygodesmus* Corda.

Die Conidienträger sind an ihrem Ende mehr oder weniger in *Zygodesmus*.  
urze Äste verzweigt, auf welchen kugelige, außen feinstachelige Conidien  
abgeschnürt werden.

<sup>1)</sup> Botanical Gazette 1891, pag. 61.

<sup>2)</sup> Cit. in Just, Botan. Jahressb. f. 1890. I., pag. 222.

Kraut, Die Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. II.

Auf *Pyrola*.

*Zygodesmus Pyrolae* Ell. et Husted., auf den Blattstielbajen von *Pyrola rotundifolia* in Nordamerika rotgraue Überzüge bildend; die Conidien sind rötlichbraun, 0,008—0,010 mm lang. Die befallenen Blattstiele erscheinen etwas verdickt und gebreht und werden schließlich geteilt.

### XIII. *Acrosporium Rabenh.*

Acrosporium.

Ein fein sammetartiger Überzug besteht aus blaßbraunen Näschen von aufrechten, unverzweigten Conidienträgern, die gewöhnlich im unteren Teile eine Quervand, auf der Spitze mehrere Höckerchen (Sporenanfänge) zeigen. Die Sporen sind länglich-elliptisch, stumpf, einzellig, farblos. Dieser Pilz scheint hiernach von *Cladosporium* nicht wesentlich abzuweichen.

Auf Kirichen.

*Acrosporium Cerasi Rabenh.* (*Fusicladium Cerasi* Sacc.) A. Braun) beschreibt eine Krankheit der jungen Früchte der Weichselkirichen, wo auf den noch grünen, erbsengroßen Kirichen 2—3 mm große, rundliche, milchfarbige (nicht graubräunliche) Flecke sich zeigten, welche zur Folge hatten, daß die Früchte im Wachstum zurückblieben und endlich ganz abgedrückt und gebräunt waren. Der Pilz kommt nach Thümen<sup>1)</sup> auch auf Eß- und Sauerkirichen vor. Ich fand ihn auf diesen Früchten auch im Altenlande bei Hamburg.

### XIV. *Haplobasidium Eriks.*

Haplobasidium.

Conidienträger kurz keulenförmig, einfach, durch die Epidermiszellen einzeln hervorwachsend, auf der Spitze mit einer Mehrzahl kurz warzenförmiger conidientragender Ästchen. Conidien einfach, kugelig. Dürfte in die Verwandtschaft von *Botrytis* gehören.

Auf Thaliotrum.

*Haplobasidium Thaliotri Eriks.*, auf trockenen Blattstelen von *Thaliotrum flavum* in Schweden.

### XV. *Acladium Link.*

Acladium.

Die aufrechten, unverzweigten Conidienträger, welche mit mehreren Querscheidewänden versehen sind, tragen die einzelligen Conidien unmittelbar seitlich sitzend.

Eberbeeren  
des Weinstocks.

*Acladium interaneum Thüm.*, auf einzelnen Beeren des Weinstocks, welche eine braune Farbe und dicke lederartige Haut bekommen, welche sich in der unteren Hälfte der Beere faltig zusammenzieht, eine in Tirol beobachtete und als Eberbeeren bezeichnete Erscheinung. Auf den erkrankten Stellen wachsen kriechende, bündelförmige, sehr lange und unverzweigte langgliedrige und dickwandige Myceliumhyphen, von denen die aufrechten Conidienträger entspringen; die zahlreichen Conidien sind 0,008 mm lang, eiförmig-elliptisch, farblos.

<sup>1)</sup> Über einige neue oder weniger bekannte Krankheiten der Pflanzen. Berlin 1854.

<sup>2)</sup> Pomolog. Monatshefte 1885, pag. 202.

XVI. *Fusicladium Bonord.*

Das Mycelium bildet ein in der Substanz des Pflanzenteiles oberflächlich eingewachsenes, flaches, dünnes Lager oder Stroma von unbestimmter Form; auf diesem erheben sich überall ziemlich dicht stehende, einfache, sehr kurze, dicke Fäden, die an ihrer Spitze eine oder mehrere, et- oder keulensförmige, meist ein- oder zweizellige Conidien ab-schnüren (Fig. 64). Diese Pilzbildungen erscheinen auf den Pflanzenteilen wie dunkel olivbraune Überzüge; sie sind ausgeprägt parasitär und be-schädigen daher die befallenen Teile erheblich.

Fusicladium.

1. *Fusicladium Sorghi Passer.*, ein Parasit des *Sorghum hale-pense*, welcher auf den Blättern eigentümliche augenförmige Flecke von verschiedener Größe erzeugt. Dieselben haben zugleich auf beiden Blatt-seiten einen blutroten bis schwarzroten Saum, welcher ein helles, gelbliches oder bräunliches Feld mit großem, dunklem Mittelstet umgibt. Letzterer hat auf der Unterseite ein dunkelgraues, fast staubartiges Aussehen durch die dort befindlichen Sporen. Zahlreiche dicht beisammenstehende, äußerst kurze Conidienträger brechen unter Verdrängung der Epidermis nach außen und jede schmürt auf ihrer Spitze eine kugelige Spore oder deren mehrere kettenförmig hinter einander ab. Das Mycel durchdringt die ganze kranke Stelle, die Schwärzungen rühren von gebräunten Mycelfäden her.

Auf Sorghum.

2. *Fusicladium dendriticum Fuckel* (*Cladosporium dendriticum Walk.*). Dieser Parasit des Apfelbaumes befällt sowohl die Blätter als auch die reifenden Äpfel. Auf den letzteren verursacht er die sogenannten Kossflecke, ungefähr runde, schwarze, fest in der Schale eingewachsene Krusten, die nicht selten an ihrem Rande durch eine weiße Linie gesäumt sind, während auf ihrer Mitte, wenn sie eine gewisse Größe erreicht haben, oft braune Korkbildung hervortritt. Auf den reifen Äpfeln sind diese Flecke so häufig, daß oft nur wenig ganz reine Früchte gefunden werden. Die meisten Flecke sind etwa 3 bis 5 mm im Durchmesser, manche noch größer, und oft fließen mehrere zusammen. In manchen Früchten ist ein großer Teil der Oberfläche davon eingenommen, so daß dieselben sehr unansehnlich und bisweilen auch in ihrer gleichmäßigen Ausbildung gehemmt sind. So lange die Äpfel frisch bleiben, erhalten sich nicht nur die Pilzflecke, sondern sie leben und vergrößern sich während des ganzen Winters. Das Wachstum geschieht centricentral. Wie Sorauer<sup>1)</sup> bereits beschrieben hat, wächst das zunächst farblose Mycelium in der Epidermis (Fig. 64 A) und spärlicher auch in den angrenzenden Parenchymzellen. Dann treten im Innern der Epidermiszellen dickere Äste der Mycelfäden dichter zusammen, um eine braune, aus einem pseudoparenchymatischen Gewebe bestehende Kruste zu bilden. Diese nimmt nun weiterhin bedeutend an Stärke zu und hebt dadurch die Außenwand der Epidermiszelle ab (Fig. 64 B). Diese ab-gelösten Häutchen bilden den erwähnten weißen Saum. Das Pilzstroma liegt nun frei an der Oberfläche. Das zunächst darunter befindliche Ge-webe färbt sich dann braun, und unter den 3 bis 5 erkrankten Zellschichten entsteht Kork, der endlich, zuerst im Centrum, das Stroma ablöst, während

Kossflecke  
der Äpfel

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1875, Nr. 4, und Monatschr. des Ver. zur Beförd. des Gartenb. in königl. preuß. St. 1875.



in der Peripherie der Pilz weiter um sich greift. Sorauer hat beschrieben, daß die oberflächlichen Zellen des Stroma zu kurzen, aufrechten, braunen Spinnen, den Conidienträgern, auswachsen; diese schärfen an ihrer ver-

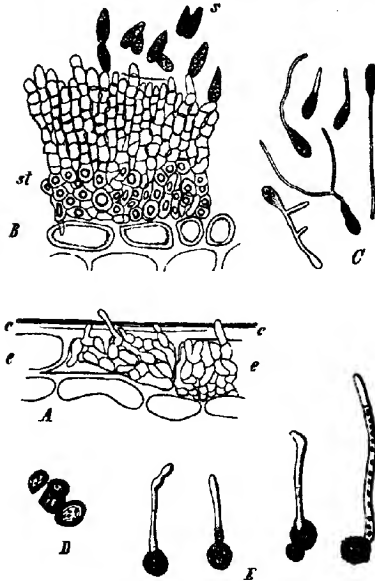


Fig. 64.

**Fusicladium dendriticum** Fuckel. A Stüt eines Durchschnittes durch einen Rostfleck eines Apfels; e Epidermis mit dem Mycelium, c Cuticula. B Daß in der Epidermis zu einem Stroma st entwickelte Mycelium; die Cuticula abgehoben und fast spurlos verschwunden. An der Oberfläche des Stroma werden Sporen s abgeschnürt. C Keimende Sporen. D Isolierte Zellen des Stroma. E Keimende Stromazellen.

brechende Pilzkruke entwickelt sich, anstatt Conidienträger zu treiben, selbst sehr kräftig, und es lösen sich die braunen, unregelmäßig runden oder edigen Zellen des Stroma krümelig von einander. In Wassertropfen verteilen sich die isolierten Zellen ähnlich wie Sporen (Fig. 64 D) und keimen sehr rasch unter Bildung farbloser, die braune Zellmembran durchbrechender, langgestreckter Keimschläuche (Fig. 64 E). Man kann sie also

jüngsten Spitze eine oder zwei verkehrt birnen- oder rübenförmige, einzellige oder mit einer Quermwand versehene, bläßbraune 0,030 mm lange Sporen ab (Fig. 64 C). Die Conidien keimen rasch mit einem Keimschlauch, der leicht wieder sekundäre Conidien bildet. Sorauer erkannte richtig die Identität dieser von ihm zuerst auf den Äpfeln beobachteten Conidienfruchtifikation mit dem schon lange auf den Apfelblättern bekannten Pilze obigen Namens. Aber nicht immer entwickeln sich Conidienträger auf den Rostflecken des Apfels; sie sind sogar manchmal selten, und dies erklärt, warum sie früher nicht beobachtet worden sind; aber solche sterile Krusten sind den Mykologen längst bekannt unter dem Namen *Spilocaea pomi* Fr.<sup>1)</sup> Diese

nehmen, wie ich schon in der vorigen Auflage S. 588 beschrieben habe, bisweilen eine Entwicklung an, welche die Fries'sche Diagnose, die von mit einander verwachsenen kugelligen Sporidien redet, erklärt. Die hervor-

<sup>1)</sup> Fries, Systema mycol. III. (1829), pag. 504.

mit den Chlamydosporen anderer Pilze (S. 269) vergleichen. Zur Bildung der Fusicladium-Conidienträger scheint ein ruhiges Verweilen des Apfels in nicht zu trockener Luft erforderlich zu sein. Bei noch größerer Feuchtigkeit der Umgebung tritt wieder eine andre Entwicklung ein: die Hyphen werden sehr lang, ästig und verworren und stellen einen tauochrbraunen Schimmel auf den Flecken dar; aber auch auf diesen Fäden werden Conidien abgegliedert. Fortpflanzungsfähig wird der Pilz also unter allen Umständen. Eine höhere Fruchtform zu erzielen ist mir nicht gelungen. Über die erste Entstehung des Pilzes auf den Äpfeln ist nichts bekannt. Die Infektion muß jedenfalls zeitig erfolgen; sie gelang mir mit Conidien und Chlamydosporen auf reifen Äpfeln nicht mehr, auch hat Sorauer schon einige Wochen nach dem Abblühen die Flecke auftreten sehen.

Das blattbewohnende Fusicladium dendriticum bildet zur Herbstzeit schwarze, am Rande etwas strahlige Flecke auf der Blattoberseite. Sorauer bringen zunächst Büschel von Conidienträgern aus der Epidermis hervor. Ein Stroma entwickelt sich hier erst später in der Epidermis und bedeckt sich dann auch mit kurzen Conidienträgern. Später hat Sorauer<sup>1)</sup> auch festgestellt, daß der Pilz auch auf den Zweigen des Apfelbaumes auftritt. Es zeigen sich anfangs kleine Aufreibungen, deren Rinde sich verjährt, abhebt und aufreißt, worauf eine schüsselförmige frustige Vertiefung erscheint, welche das conidienabschnürende Stroma darstellt. Sorauer nennt diese kranken Stellen „Grind“. Er bemerkt, daß die hier gebildeten Conidien nach der Jahreszeit etwas wechselnd in der Gestalt sind; zur Herbstzeit herrschen die gewöhnlichen ovalen oder elliptischen Conidien des Fusicladium vor; im Frühjahr und Sommer überwiegen oft die birnen- oder rübenförmigen Gestalten, welche zur Bezeichnung Napieladium Soraueri Thum. Veranlassung gegeben hatten. Die Grindstellen werden später durch eine Korkzone abgegrenzt und abgestoßen. Doch kann der Pilz auch tiefer in die Rinde eingreifen, ohne daß eine schützende Korkzone entsteht, und von solchen Stellen aus kann später Frostkrebs seinen Anfang nehmen. Als Gegenmittel gegen diesen sowie die folgenden Pilze ist Entfernung des erkrankten Laubes, Zurückschneiden der befallenen Zweige und Bespritzungen der Pflanzen mit Bordeauxer Brühe oder andern Kupfermitteln<sup>2)</sup> anzuraten. In Amerika will man auch von Bespritzungen mit unterschwefelsaurem Natron oder Schwefelsäure guten Erfolg beobachtet haben<sup>3)</sup>.

3. Fusicladium pyrinum Fackel (Helminthosporium pyrinum Lib.). Auf Birnbäumen ein dem vorigen sehr ähnlicher Parasit auf Früchten, Blättern und einjährigen Zweigen des Birnbaumes; Sorauer (l. c.) hat diese Krankheit „Schorff“ oder „Grind“ genannt. An den Birnen bringt er ebensolche „Kosflecken“ hervor, wie jener. Diese sind schon 1864 in Böhmen beobachtet und der beteiligte Pilz Cladosporium polymorphum Pyl. genannt worden<sup>4)</sup>. In ganz ähnlichen Krassen tritt der Pilz an den Zweigen auf. Hier bedeckt anfangs das Periderm die Flecke, dann zerreißt dieses über ihnen und dieselben treten hervor. Die Spitzen der Triebe, die bisweilen

<sup>1)</sup> Österr. landw. Wochenbl. 1890, pag. 121.

<sup>2)</sup> Vergl. Galloway und Southwort, in Journ. of Mycology. 1889. V, pag. 210, und Göthe in Gartenflora 1887, pag. 293 und 1889, pag. 241.

<sup>3)</sup> Reiser. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 53.

<sup>4)</sup> Votoš 1865, pag. 18.

zu  $\frac{1}{3}$  mit den Krusten überzogen sind, sterben ab und die Knospen vertrocknen. Auf den Blättern erscheint der Pilz in der Weise wie der vorige auf beiden Blattseiten. Solche Blätter fallen etwas zeitiger ab, zeigen sich auch oft verkrümmelt. Der Pilz wird vom vorigen hauptsächlich durch die knorrige Form der Conidienträger unterschieden, die von einem Seitenspross wachsen der Spitze nach geschehener Sporenabschnürung herrührt. Prillieux hat über das Vorkommen der Krankheit in den Gärten bei Paris berichtet, wo sie „Sprengelung“ (travelure) genannt wird, und hat ebenfalls ihr Auftreten an den Zweigen beobachtet, woraus er es erklärt, warum an einzelnen Bäumen jedes Jahr gesprengelte Birnen gebildet werden und warum die Krankheit durch Pflanzreisler verbreitet wird.

Auf Eberesche.

4. *Fusicladium orbiculatum* Thüm., ein ebensolcher Pilz auf den Blättern der Ebereschen, mit kürzeren, stumpfkegelförmigen Conidienträgern mit breiter Basis.

Auf Bitterpappel.

5. *Fusicladium tremulae* Frank, auf den Blättern der Bitterpappel, von mir zuerst bei Berlin beobachtet<sup>1)</sup>. Im Frühlinge zeigen sich viele, namentlich jüngere Blätter unter Schrumpfung ganz oder theilweise vertrocknet und auf den kranken Stellen mit einem graubräunlichen oder grünlich schwarzen Überzug bedeckt. Dasselbst findet man das Mycelium des Pilzes in den Epidermiszellen in Form eines zelligen Stroma, von welchem aus sich die zahlreichen kurzen Conidienträger erheben, die an ihrer Spitze je eine spindelförmige, dreizellige, braune, 0,018—0,023 mm lange Conidie abschnüren. Durch diese Conidienträger, die an beiden Blattseiten hervorstechen, wird der dunkle Überzug hervorgebracht. Ich beobachtete, daß diese Conidien in ein bis zwei Tagen reifen; ihr Keimschlauch wächst auf der Oberfläche des Blattes hin und bildet eine flache Anschwellung (Haftorgan oder Appressorium), welche sich der Cuticula fest auflegt, besonders an der Grenz wand zweier Epidermiszellen, und unter sich einen engen Porus bohrt, durch welchen der Faden in die Epidermiszelle eindringt. Pilzräschen überwintern an den Zweigen und von diesen geht wahrscheinlich der Pilz im nächsten Jahre wieder auf das neue Laub. Hofmann<sup>2)</sup> hat gleichzeitig über einen in Dänemark auf Bitterpappel, sowie auf *Populus alba* und *canescens*, desgleichen auch auf *Salix alba* unter den gleichen Symptomen auftretenden Pilz berichtet, der meist zwei-, selten dreizellige Conidien besitzt und den er *Fusicladium ramulosum* Rostr. nennt; dieser Pilz dürfte wohl mit dem meinigen identisch sein. Prillieux und Delacroix<sup>3)</sup> beobachteten auf jungen Blättern der Pyramidenpappel in Frankreich eine Conidienform, welche ihnen mit meinem Pilz identisch zu sein schien.

Auf Archangelica und Angelica.

Auf Tragopogon.

6. *Fusicladium depressum* Sacc. (*Cladosporium depressum* B. et Br.), auf der unteren Blattseite von Archangelica und Angelica.

7. Ein als *Fusicladium praecox* Nessel bezeichneter Pilz auf lebenden Blättern von *Tragopogon orientalis* ist eigentlich nur eine Clado-

<sup>1)</sup> Compt. rend. 1877, pag. 910.

<sup>2)</sup> Über einige neue oder weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. Bericht d. deutsch. bot. Ges. 1882, pag. 29, und Landwirthsch. Jahrb. 1883, pag. 525.

<sup>3)</sup> Fortsatte Undersogelser over Snyltesvamper Angreb paa Skovtræerne. Kopenhagen 1883, pag. 294.

<sup>4)</sup> Bull. Soc. Mycol. de France. V. 1890, pag. 124.

sporium-Form, welche aus der Epidermis hervorbricht, in kleinen, zerstreuten Büscheln kurzer, einfacher, oben höckeriger, brauner Fäden, auf deren Spitze eiförmige, blaßbraune, ein- oder zweizellige Sporen abgeschnürt werden.

### XVII. *Morthiera* Fückel (Entomosporium Lév.)

Wie bei der vorigen Gattung stehen auf einem dünnen Stroma Morthiera. rafenförmig beisammen sehr kurze Conidienträger, deren jeder eine eigentümlich gebaute Spore trägt; die letztere besteht meist aus vier kreuzweise verbundenen Zellen, d. h. zwei Zellen stehen übereinander, und die untere trägt beiderseits eine dritte und vierte, bisweilen auch noch mehr Zellen; letztere sowie die Endzelle setzen sich in eine steife farblose Borste von der Länge der Spore fort.

1. *Morthiera* *Mespili* Fückel (Entomosporium *Mespili* Sacc.), auf Birnbaum, auf den Blättern und Zweigen von *Cotoneaster vulgaris* und *tomentosa*, *Cotoneaster* und *Mespilus*. *Mespilus*.  
*Mespilus germanica*, sowie des Birnbaumes, wo der Pilz eine von Sorauer<sup>1)</sup> genauer untersuchte und Blattbräune genannte Krankheit hervorbringt. Schon an jungen, weichen Blatte treten kleine, karminrote Flecke, wie feine Spritztröpfchen auf. Später vergrößern und vermehren sich dieselben; die Mitte jedes Fleckes, der nun rot bis braun erscheint und durch die ganze Dicke des Blattes hindurchgeht, bildet eine runde, schwarzkrustige Stelle. Das Blatt bräunt sich und fällt ab, so daß oft schon Ende Juli Entblätterung der Zweige eintritt. Wird noch ein zweiter Trieb gebildet, so zeigt sich auch auf ihm die Krankheit, wobei immer nur an den Zweigspitzen einige Blätter stehen bleiben. In den kranken Flecken befindet sich ein Pilzmycelium zwischen den Mesophyllzellen, deren Zellsaft hier gerötet wird. Durch Absterben und Prümung des Zellinhaltes wird der Fleck braun. In der Epidermis vereinigen sich die Pilzfäden zu einem dem der vorigen Pilze ganz ähnlichen fruchtigen Stroma, welches die Cuticula sprengt und dann die beschriebenen Conidienträger treibt, deren Sporen 0,018–0,022 mm lang sind. Saccardo<sup>2)</sup> unterscheidet als *Entomosporium maculatum* Lév. eine Form, welche auf Birnbaum, Mispel und Quitte vorkommen, die oben angegebene Sporengröße und besonders lange Borsten haben soll, während sein *Entomosporium Mespili* 0,025 mm lange Sporen mit kürzeren Borsten haben soll. Mir ist die spezifische Verschiedenheit zweifelhaft. Bei der Keimung der Conidien tritt der Keimschlauch häufig in der Nähe der Borste hervor. Sorauer infizierte junge Blätter einjähriger Birnenhämlinge mit den Sporen; er sah den Keimschlauch sich in die Epidermiswand einbohren. Nach zwei Wochen traten an den Infektionsstellen die charakteristischen Flecke auf, später ein Conidienstroma. An den abgefallenen kranken Blättern hat Sorauer im Winter eine Perithecienfrucht aufgefunden, die er für die der *Morthiera* hält: in der Blattmasse sitzende, sehr kleine, selten bis 0,2 mm Durchmesser große, rundliche Kapseln mit schwarzer, aus mehreren Zellschichten bestehender Wand, ohne deutliche Mündung. Dieselben enthalten keulenförmige

<sup>1)</sup> Monatschr. d. Ver. zur Beförd. d. Gartenbaues in d. kgl. preuß. St. Januar 1878.

<sup>2)</sup> Sylloge Fungorum III, pag. 657.

Sporenschläuche und Paraphysen. Jeder Schlauch hat acht fast farblose, ei- oder keulenförmige, durch eine Querwand in zwei ungleiche Zellen geteilte Sporen. Danach wäre der Pilz eine Form von *Stigmatea* oder eher von *Sphaerella*. Die Schlauchsporen sind im April und Mai reif und keimfähig. Indessen ist es noch zweifelhaft, ob diese Perithezien zu der *Morthiera* gehören. Jedenfalls überwintert der Pilz aber auch an der Pflanze in der Conidienform, die Sorauer an den Zweigen und sogar an den Knospenschuppen bemerkte. Die Bildlinge in den Baumschulen wurden weit stärker als die edlen Sorten befallen. In Amerika hat man Beprißungen mit Bordelaiser Brühe oder Ammoniakfupferlösung erfolgreich gegen diese Blattbräune angewendet. Die Beprißung soll vorgenommen werden, wenn die Blätter zu zweidrittel ausgewachsen sind, und nach je zwölf Tagen zwei bis fünfmal wiederholt werden<sup>1)</sup>.

Auf *Crataegus*.

2. Eine in Nord-Amerika auf *Crataegus*-Arten gefundene *Morthiera* *Thümenii* Cooke ist der vorigen sehr ähnlich oder mit ihr identisch.

### XVIII. *Steirochaete A. Br. et Casp.* und *Colletotrichum Corda*.

*Steirochaete* und  
*Colletotrichum*.

Auf einem unbedeutlich zelligen Stroma stehen zahlreiche braune gerade, nach oben verdünnte steile Fäden, zwischen denen kurze, einfache, sporentragende Fäden stehen, auf denen elliptische, einzellige, farblose oder blaßgrüne Conidien abgeseinert werden.

Auf Malven  
und Baum-  
wollpflanzen.

1. *Steirochaete Malvarum A. Br. et Casp.* Unter diesem Namen ist ein Pilz beschrieben worden, den Caspary und A. Braun<sup>2)</sup> gefunden haben bei einer Krankheit verschiedener Malven-Species, die im Berliner Botanischen Garten im freien Lande gezogen wurden. Auf den Stengeln und Blattstielen waren grünschwarze, vertiefte Flecke von 0,5 bis 5 cm Länge entstanden. Die Epidermis war zerstört, und das darunter liegende Gewebe bis zum Holz war gebräunt und zusammengefallen. Blätter, an deren Basis sich ein solcher Fleck befand, waren verwelkt, und viele Stöcke starben gänzlich ab. Auf den älteren Flecken kamen zahlreiche schwarze Pilzrasen von der oben beschriebenen Beschaffenheit zum Ausbruch durch die Cuticula. Neuerdings ist der Pilz in Nordamerika auf den Malvenjünglingen sehr schädlich aufgetreten und von Southworth, der darüber berichtet, *Colletotrichum Althaeae* genannt worden, hinterher aber als identisch mit dem hier angeführten erklärt worden<sup>3)</sup>. Es wäre zu vermuten, ob mit diesem Pilze nicht auch der neuerdings auf den unreifen Kapseln und Blättern der Baumwollpflanze von Atkinson<sup>4)</sup> beobachtete und *Colletotrichum Gossypii Atkins.* genannte Pilz identisch ist. Nach Griffison<sup>5)</sup> ist diese Malvenkrankheit seit 1883 auch in Schweden bekannt.

Auf Spinat.

2. *Colletotrichum Spinaciae Ell. et Halted.*, in R. Zersen auf Spinat-Blätter Flecke erzeugend. Conidien sichelförmig spindelig, farblos, 0,014—0,020 mm lang.

<sup>1)</sup> Vergl. Galloway, Report of the division of veg. pathol. for. 1890. Washington 1891, pag. 396.

<sup>2)</sup> Über einige neue oder weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. Berlin 1854.

<sup>3)</sup> Journ. of Mycol. VI. 1890, pag. 45 und 115.

<sup>4)</sup> Journ. of Mycolog. VI, pag. 173.

<sup>5)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 108.

3. *Colletotrichum ampelinum* Cav., auf Blättern von *Vitis* Auf *Vitis*  
Labrusca in Italien. Labrusca.
4. *Colletotrichum peregrinum* Pass., auf den Blättern von ? Auf *Aralia*.  
*Aralia Sieboldii* in Italien.
5. *Colletotrichum exiguum* Penz. et Sacc., auf Blättern von Auf *Spiraea*.  
*Spiraea Aruncus*.
6. *Colletotrichum Pisi* Pat., auf den Hülsen von *Pisum sativum* Auf *Pisum*.  
in Duitlo.
7. *Colletotrichum oligochaetum* Cav., auf Blättern und Stengeln Auf *Lagenaria*.  
von *Lagenaria vulgaris* in Italien.
8. *Colletotrichum Lycopersici* Chester<sup>1)</sup>, auf den Früchten kultiv. Auf *Tomaten*.  
vierter *Tomaten* in Amerika.
9. *Colletotrichum nigrum* Ell. et Halst., auf Früchten von Auf *Capsicum*.  
*Capsicum annuum* in Amerika nach (Halsted<sup>2)</sup>).

**D. Pyrenomyceten, welche Blattfleckenkrankheiten verursachen und  
aus mit conidientragenden Fäden fruktifizieren, die in sehr  
kleinen farblosen oder bräunlichen Büscheln allein aus den Spalt-  
öffnungen hervortreten.**

Mit den in der Überschrift angedeuteten Merkmalen ist eine große Zahl naheverwandter Pilzformen, die zugleich sehr übereinstimmende Krankheitserscheinungen an den verschiedensten Pflanzen veranlassen, charakterisiert. Es erscheinen auf sonst noch lebenskräftigen Blättern, meistens zur Sommerzeit, verhältnismäßig kleine, weißliche, gelbe oder braune Flecke, an denen die Blattsubstanz abstirbt und vertrocknet, oder endlich wohl ganz zerfällt, so daß das Blatt durchlöchert wird. Anfangs verhältnismäßig klein, nehmen sie allmählich bis zu einer gewissen Größe zu, indem die Erkrankung im ganzen Umfange centrifugal fortschreitet, so daß der Fleck an seinem Rande die Übergangszustände vom lebendigen zum abgestorbenen Blattgewebe erkennen läßt, wobei bisweilen die erste Veränderung in einer Rötung der Zellsäfte, die sich dann wieder verliert, besteht, der Fleck also bisweilen rot gesäumt erscheint. Das Absterben des Gewebes wird durch ein endophytes Mycelium (Fig. 65) bewirkt; der Pilz fruktifiziert mit conidientragenden Fäden, welche ausschließlich aus den Spaltöffnungen der kranken Blattstelle in Form kleiner Büschel hervortreten (Fig. 66). Diese erscheinen unter der Lupe als zerstreut stehende, weiße oder, wenn die Fäden braun gefärbt sind, als dunkle, sehr kleine Pünktchen, die zunächst auf der Mitte des Fleckes, als dem ältesten Teile, erscheinen und denen im Umkreise weitere nachfolgen in dem Maße als die kranke Stelle größer wird. Da sie nur aus den Spaltöffnungen hervorkommen, so sind sie

Blattflecken-  
krankheiten mit  
aus den  
Spaltöffnungen  
hervortretenden  
Conidienträger-  
büscheln.

<sup>1)</sup> Bullet. of the Torrey Botan. Club. New York 1891, pag. 371.

<sup>2)</sup> Dasselbst 1891, pag. 14.

gewöhnlich nur auf der Unterseite des Blattes oder wenigstens in größter Menge dort vorhanden.

Die Farbe, welche diese kranken oder toten Flecke besitzen, ist je nach Pflanzenarten etwas verschieden. Abgesehen von dem Vorhandensein oder Fehlen eines roten Saumes zeigt der Fleck bald eine gelbe Farbe, was von der Desorganisation des Chlorophylls herrührt, bald

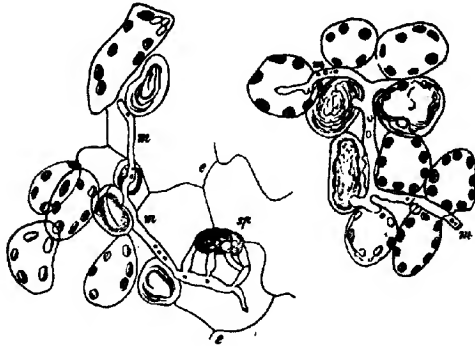


Fig. 65.

**Mycellum der *Corcospora cana* Saccardo, im Mesophyll von *Erigeron canadensis*.** Rechts ein Mycelfaden *m m* mit haustorienartigen Ausläufern an Mesophyllzellen sich ansetzend, deren Inhalt dann sogleich desorganisiert wird. Links ein Mycelfaden *m m* unter einer Spaltöffnung *s p* Zweige abgebend, die sich in der Spaltöffnung zu einem Hyphenbüschel, als Anlage der Conidienträger, verflechten. *e* darunter liegende Epidermis. 300fach vergrößert.

eine braune Färbung, indem dann der Zellinhalt und wohl auch die Zellhäute der befallenen Gewebe gebräunt sind, bald auch eine weiße Farbe, die ihren Grund hat in dem vollständigen Ausbleichen des Gewebes infolge der Entleerung und Schrumpfung der Zellen nach der Erfüllung des Gewebes mit Luft. Für die Pflanzen sind in den meisten Fällen diese Krankheiten nicht sehr schädlich, weil jeder Blattfleck in der Regel auf verhältnismäßig kleiner Größe beschränkt bleibt. Kleine Blätter können allerdings von einem Fleck schließlich ganz eingenommen werden, also vollständig vertrocknen. Aber große Blätter bleiben trotz ihrer Flecke im ganzen am Leben bis zum natürlichen Tode. Indes treten diese Pilze doch mitunter in solcher Menge auf, daß die Blätter zu viel solcher Flecke bekommen; dann vermindert sich selbstverständlich nach Maßgabe der Zahl und Größe derselben

die Arbeit des Blattes, und das letztere geht wohl auch vor der Zeit zu Grunde.

Über den Parasitismus und die ursächlichen Beziehungen dieser Pilze zu den Blattfleckenkrankheiten habe ich<sup>1)</sup> die ersten Beobachtungen gemacht und bereits in der ersten Auflage dieses Buches (S. 593) mitgeteilt. Sie haben Nachstehendes ergeben. Diese Pilze haben ein

Parasitismus  
dieser Pilze.

endophytes Mycelium, welches immer in dem noch lebenden Mesophyll rings um die abgestorbenen Zelle reichlich entwickelt ist, aber auch nicht über diese Stellen hinausgreift, so daß jeder kranke Fleck einen Pilz für sich hat und von diesem erzeugt worden ist. Die verhältnismäßig dünnen, verzweigten, mit spärlichen Scheidewänden versehenen Fäden wachsen nur zwischen den Zellen (Fig. 67) und umspinnen diejenigen des Schwammparenchyms oft in Menge. Bei

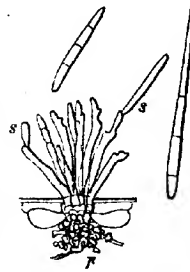


Fig. 66.

**Conidienträgerbüschel von *Cercospora cana* Saccardo, auf *Erigeron canadensis*.** Durchschnitt durch die Epidermis an einer Spaltöffnung, unter welcher das Mycelium einen Fadenknäuel *p* gebildet hat, aus welchem das Hyphenbüschel der Conidienträger durch die Spaltöffnung hervorsproßt. Bei *s* Conidienabspaltung. Daneben reife Conidien. 300fach vergrößert.

Isariopsis pusilla auf *Cerastium triviale* ist die erste sichtbare Wirkung die, daß die befallene Stelle des noch grünen Blattes ihren Turgor verliert; dann entfärbt sie sich in Gelb, indem die Chlorophyllkörner sich auflösen; endlich vertrocknet die Blattsubstanz unter fast vollständigem Ausbleichen. Auf *Rumex sanguineus* ist der erste bemerkbare Anfang der durch *Ramularia obovata* verursachten Krankheit ein runder Fleck von höchstens 1—2 mm Durchmesser, wo das Gewebe noch lebendig und grün ist, nur durch Rötung der Zellsäfte einiger Epidermiszellen ein etwas misfarbiges Aussehen erzeugt wird. Hier sind bereits Myceliumfäden in den Interzellulargängen zu finden. Die Flecke vergrößern sich dann, die Myceliumfäden werden reichlicher; bald wird das Centrum der erkrankten Stelle braun infolge der Desorganisation der Zellinhalte, endlich dürr. Der Saum des Fleckes bleibt aber gerötet, sowohl an der oberen wie an der unteren Blattoberseite; vorwiegend sind es die Epidermiszellen, aber auch einige Mesophyllzellen, deren Säfte sich färben. Dieser Prozeß schreitet centrifugal fort. Die Zellen und ihre Chlorophyllkörner sind in den geröteten Partien noch frisch und

<sup>1)</sup> Botan. Zeitg. 1878, Nr. 40.



lebensbig. Stets ist das Mycelium schon in dem ganzen getötenen Areal zu finden, darüber hinaus in dem rein grünen Teile noch nicht. Die Rötung ist also das erste Symptom der Einwirkung des Parasiten. In den Blättern von *Erigeron canadensis* ist das Mycelium von *Cercospora cana* in gleicher Weise zu finden und noch besonders dadurch ausgezeichnet, daß sich an der Seite der Fäden ziemlich viele sehr kurze Auswüchse bilden, welche sich den Mesophyllzellen äußerlich fest anlegen, und daher wohl als Haustorien gelten dürfen, wiewohl ich ein eigentliches

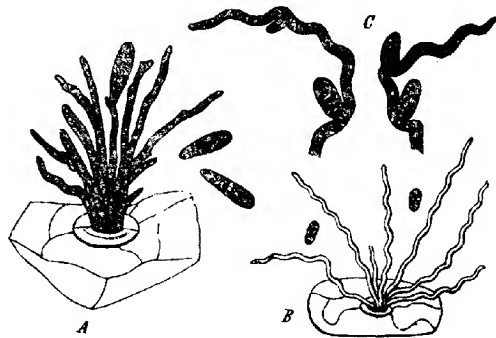


Fig. 67.

**Conidienträgerbüschel von *Ramularia*.** A *Ramularia obovata* Fuckel, aus einer Spaltöffnung des Blattes von *Rumex sanguineus* hervorgewachsen, nebst einigen abgefallenen Sporen. 300fach vergrößert. B *Ramularia Bistortae* Fuckel. Conidienträgerbüschel aus einer Spaltöffnung des Blattes von *Polygonum Bistorta* hervorgewachsen, nebst einigen abgefallenen Sporen. 100fach vergrößert. C Abschnürung der Sporen an den Conidienträgern von *R. Bistortae*: 300fach vergrößert.

Eindringen in die Nährzelle nicht sehen konnte (Fig. 65). Die Wirkung des Myceliums ist eine äußerst verderbliche; jede Mesophyllzelle, mit welcher ein Myceliumsfaden in Berührung gekommen ist, zeigt bald ihr Protoplasma und Chlorophyll desorganisiert und schrumpft zusammen. Zur lokalen Fleckenbildung kommt es bei *Erigeron* seltener: das Mycelium durchzieht meist das ganze kleine Blatt; letzteres welkt rasch und wird unter schwärzlicher oder bräunlicher Entfärbung dürr; doch bleibt der Pilz auf das Blatt beschränkt, und dieses bedeckt sich, besonders unterseits, mit den grauweißen Sporen.

**Entwicklung der Conidienträger.** Die Entwicklung der Conidienträger ist bei allen diesen Parasiten ziemlich gleichartig. Sie nimmt ihren Anfang damit, daß die in der Nähe der Atemhöhlen der Spaltöffnungen wachsenden Mycelfäden

Zweige abgeben, die alle gegen die Spaltöffnungen sich wenden, unter derselben zusammentreffen und zu einem runden Knäuel sich verflechten (Fig. 65, sp und Fig. 66 p), der sich, indem er an Umfang zunimmt, von unten in die Spaltöffnung einpreßt und die Schließzellen auseinanderdrängt, die dabei bisweilen absterben und undeutlich werden, so daß der Scheitel des Hyphenknäuels in der erweiterten Spaltöffnung freiliegt. Auf diesem entwickelt sich nun ein Büschel von Conidienträgern. Dies geschieht aber meist erst, wenn das Gewebe an dieser Stelle abgestorben ist, weshalb gewöhnlich nur auf der toten Mitte des Fleckes der Pilz zum Ausbruch kommt. Übrigens hängt dies auch von Feuchtigkeitsverhältnissen ab. Bei *Ramularia obovata* auf *Rumex sanguineus* kann dies in trockener Luft wochenlang unterbleiben; demungeachtet wächst das Mycelium im Blatte weiter und vergrößert den kranken Fleck, bildet auch in den Spaltöffnungen die Hyphenknäuel; erst bei Eintritt von Feuchtigkeit erfolgt der Ausbruch der Conidienträger in einem oder wenigen Tagen.

Die Conidien sind sofort nach ihrer Reife keimfähig und erzeugen, auf gesunde Blätter ihrer Nährspecies gebracht, dieselbe Pilzform und Krankheit in kurzer Zeit von neuem. Die Keimung erfolgt auf Wassertropfen sehr schnell, z. B. bei *Isariopsis pusilla* schon nach elf Stunden. Die Spore treibt einen langen, ziemlich dünnen, scheidewandlosen Keimschlauch. Derselbe tritt bei den cylindrischen oder schlangenförmigen, meist ein- oder zweizelligen Sporen von *Cylindrospora* und *Ceroospora* aus irgend einem Punkte an der Seite einer der Sporenzellen hervor (Fig. 68), bei den meist ein- oder zweizelligen, länglich eiförmigen Sporen der *Ramularia* und *Isariopsis* aus einem Ende oder aus beiden Enden der Conidie, oft etwas seitlich vom Scheitel. Wenn hier nur eine Sporenzelle den Keimschlauch getrieben hat, so wird oft die Scheidewand in der Mitte der Spore aufgelöst, und es wandert dann auch der Inhalt der andern Zelle in den Keimschlauch ein; haben beide Zellen einen Keimschlauch getrieben, so bleibt die Scheidewand. Wenn die Sporen von *Isariopsis* auf dem Objektträger keimen, so findet man außer denjenigen, deren Keimschlauch auf der Unterlage lang hingewachsen ist, auch solche, bei denen er vertikal aufwärts gerichtet, kurz geblieben ist und auf seinem Scheitel sogleich wieder eine sekundäre Conidie abschnürt, welche der ursprünglichen gleich, nur ein wenig kleiner ist. Werden Sporen in Wassertropfen auf gesunde Blätter ihrer Nährpflanzen gesät, so zeigen alle meine drei Versuchspilze ein und dasselbe Verhalten. Die hier gekeimten Sporen lassen ihre feinen Keimschläuche, meist ohne Zweigbildung und ohne die anfängliche Richtung erheblich zu ändern, auf weite Strecken über

Keimung und  
Infektion.

viele Epidermiszellen hinwachsen. Trifft die Spitze des Keimschlanges eine Spaltöffnung, so ändert sich meist das Wachstum, indem der Faden unter kleinen Schlingungen, oft auch unter dichotomer Verzweigung und netzförmiger Anastomosierung der Zweige die Schließzellen überspinnt (Fig. 68), auch in die Spalte sich einfenkt; und mit

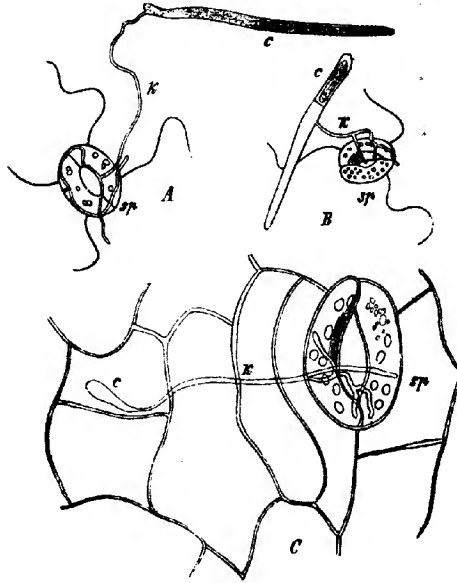


Fig. 68.

A und B die Keimung der Sporen von *Cercospora cana* auf den Blättern von *Erigeron canadensis*. C Dasselbe von *Ramularia obovata* auf *Rumex sanguineus*. k Keimschlauch, welcher auf eine Spaltöffnung sp gelangt ist und dieselbe unter Verästelung überspinnt. 500fach vergrößert.

unter ist es deutlich, daß er durch die Atemhöhle ins Innere sich setzt. Es macht den Eindruck, als wenn die Pilzfäden schon auf den Schließzellen der Spaltöffnungen ernährt würden, und sie dann desto sicherer ins Innere wachsen könnten. Die Infektion gesunder Blätter durch die Sporen gelingt leicht und sicher; nach kurzer Zeit treten an den befallenen Punkten der Blattfläche die charakteristischen Erkrankungen des Gewebes ein. Gesunde Pflanzen von *Cerastium triviale* von einem

Standorte entnommen, wo der Pilz sich nicht zeigte, pflanzte ich in einen Topf und besäte viele der ausgebildeten Blätter mit frischen Sporen von *Isariopsis pusilla*, worauf die Kultur unter einer Glasglocke gehalten wurde. Nach dreizehn Tagen zeigten bereits einige Sprosse die gelblichen Flecke der Krankheit auf den Blättern; nach weiteren vier Tagen hatten von den so behandelten 18 Sprossen sechs mehr oder weniger zahlreiche Blattflecke bekommen, und an den letzteren waren auch schon die *Isariopsis*-Conidienträger hervorgebrochen. In weissen Quarzsand, der unzweifelhaft nichts von dem Pilze enthielt, ließ ich Samen von *Cerastium triviale* aufkeimen. Die Keimpflanzen wurden ebenso mit Sporen besät und dann unter Glasglocke gehalten. Nach zehn Tagen waren zahlreiche Keimpflänzchen erkrankt: die Sotyledonen welk, mehr oder minder entfärbt und meist mit einer Anzahl von Conidienträgern der *Isariopsis* besetzt. Nach weiteren drei Tagen waren die ergriffenen Keimpflänzchen fast ganz zu Grunde gegangen, während die übrigen von Parasiten nicht ergriffenen, normal und gesund sich entwickelten. *Isariopsis*-Sporen, die von *Cerastium arvense* stammten, wurden auf Sprosse erwachsener Pflanzen wie auch auf Keimpflanzen von *Cerastium triviale* mit Erfolg übertragen. — Mit den Conidien von *Ramularia obovata* gelingt die Infektion von *Rumex sanguineus* sicher, gleichgültig ob die obere oder untere Seite des Blattes besät wird und sowohl an den Blättern eingewurzelter Pflanzen als auch an abge schnittenen, mit dem Stiele in Wasser gestellten Blättern. Nach 10–14 Tagen treten die rotgefärbten kranken Flecke an den besäten Stellen auf. Ist ein einzelnes größeres Stück des Blattes gleichmäßig mit Sporen betupft worden, so erscheinen nur auf diesem Stück viele dichtstehende Flecken, die früher oder später zusammenfließen. In den so erhaltenen Flecken war das Mycelium nachzuweisen. — Eine Anzahl halberwachsener gesunder Pflanzen von *Erigeron canadensis* wurde in einen Blumentopf gepflanzt; an zwei Individuen eine Anzahl Blätter der unteren Stengelhälfte mit reifen Sporen der *Cercospora* teils ober- teils unterseits besät. Am zehnten Tage nach der Ausfaat zeigten sich die ersten Erkrankungen, am siebzehnten Tage waren sämtliche infizierte Blätter der Krankheit erlegen, alle übrigen Blätter und Individuen vollkommen gesund.

Die hierher gehörigen zahlreichen Pilzformen hat man nach der Unterscheidung der Gattungen. Beschaffenheit ihrer Conidienträger und Conidien in eine Anzahl von Gattungen gebracht, deren Merkmale wir hier voranstellen, da man mit diesem Gattungsnamen die betreffenden Parasiten bezeichnet. Diese Formen zeigen freilich vielerlei Übergänge in einander, so daß die Bezeichnung dieser Pilze bei den einzelnen Autoren manches

Willkürliche hat. Es sind hier hauptsächlich folgende Formen festzuhalten.

Ramularia,  
Ovularia,  
Didymaria,  
Piricularia.

1. *Ramularia* Ung. Die Conidienträger stellen niedrige, weiße Räschen dar; sie bestehen aus Fäden, die nur ein kurzes Bündel bilden und sogleich auseinander treten als einfache, kurze, oben durch die Sporenanfätze meist etwas zackige oder knieförmige oder gebogene Hyphen. Diese Zacken, Kniee oder Biegungen erhalten sie durch die mehrmals wiederholte Sporenabschnürung. Die Conidie wird nämlich auf der Spitze abgeschnürt, worauf die letztere zur Seite ein Stiel weiter wächst, um abermals eine Spore zu bilden, was sich mehrmals wiederholt (Fig. 67). Die Conidien sind eiförmig bis länglich, einzellig oder mit einer oder einigen Querscheidewänden versehen, farblos. Neuerdings ist von Saccardo und andern diese Form noch in weiteren Gattungen zerlegt worden, indem man diejenigen mit einzelligen Sporen als *Ovularia*, die mit zweizelligen Sporen als *Didymaria*, die mit drei- oder mehrzelligen, eiförmig-cylindrischen Sporen als *Ramularia*, die mit drei- oder mehrzelligen, verkehrt keulig-birnförmigen Sporen als *Piricularia* bezeichnet hat. Indessen dürften diese Unterscheidungen nicht überall anwendbar sein, weil das Vorhandensein von Scheidewänden in den Sporen hier bisweilen wechselnd zu sein scheint.

Cercospora,  
Passalora.

2. *Cercospora* Fres. und *Passalora* Fr. Diese Form ist von der vorigen nur dadurch verschieden, daß die Sporen nach oben mehr oder weniger lang, schwanzartig ausgezogen, daher verkehrt keulenförmig und meist mit zwei oder mehreren Querscheidewänden versehen sind (Fig. 68). Die Conidienträger sind entweder farblos oder braun. Der Name *Passalora* bezieht sich auf Formen, wo die Spore nur eine Scheidewand besitzt und oft bräunlich gefärbt ist.

Scolecotrichum.

3. *Scolecotrichum* Kze. Die Conidienträger sind sehr zahlreich zu einem dichten Büschel vereinigt, kurz, aufrecht, braun, nicht oder wenig septiert, eigentümlich hockerig hin- und hergekrümmt, und bilden an der Spitze und an den Seiten einige ellipsoide, zweizellige, bleichbraune Sporen.

Isariopsis.

4. *Isariopsis* Fres. Diese Gattung stimmt in ihrem parasitischen Verhalten und in der Conidienbildung mit *Ramularia* überein<sup>1)</sup>, aber hier erhebt sich das Bündel der Conidienträger als ein dicker und hoher Stamm, welcher aus zahlreichen, der Länge nach parallel und dicht aneinander liegenden Hyphen besteht, deren obere Enden in verschiedenen Höhen des Stammes rutenförmig sich abzweigen teils als isolierte Hyphen, teils als dünnere Hyphenbündel, die sich dann erst

<sup>1)</sup> Vergl. Frank, Botan. Zeitg. 1878, pag. 626.

in einzelne Hyphen trennen, so daß der Conidienträger an die Pilzgattung *Isaria* erinnert. Alle diese Hyphenzweige haben aber den Charakter der einfachen Conidienträger von *Ramularia*; sie zeigen dieselben höderigen Enden und dieselben länglich-runden, an der etwas eingeschnürten Mitte mit meist einer Querscheidewand versehenen farblosen Sporen<sup>1)</sup>.

5. *Cylindrospora* *Grev.* oder *Cylindrosporium* *Ung.* und *Cercospora* *Sacc.* Die Conidienträger sind hier auf das äußerste reduziert, so daß eigentlich nur die Sporenbüschel aus den Spaltöffnungen als kleine, weiße Häufchen hervorbrechen, wie es bereits Unger<sup>2)</sup> beschrieben hat. Gewöhnlich treten sie an der Unterseite der Blätter auf. Die Sporen sind cylindrisch, einzellig oder bei *Cercospora* mit mehreren Scheidewänden versehen, richten sich gewöhnlich über der Spaltöffnung strahlenförmig auseinander und häufen sich, indem immer mehr daraus hervorkommen, zu einem Häufchen an. Zugleich hängen sie oft kettenförmig in gebrochenen Reihen zusammen. Die erste Spore treibt nämlich an ihrer Spitze einen Fortsatz, der sich als eine zweite Spore abgrenzt, und an dieser kann sich dasselbe wiederholen. Unger (l. c.) hat unter dem Namen *Cylindrospora concentrica* *Grev.* und *major* *Ung.* viele solche auf verschiedenen Pflanzen vorkommende Formen zusammengefaßt, welche jetzt specifisch genauer unterschieden sind. Manche ältere Mykologen haben hierhergehörige Pilze sogar mit in die Gattung *Fusidium* *Link* gestellt, wo vielmehr saprophyte Pilze andern Verhaltens hingehören. Übrigens dürfte von manchen der mit vorstehenden Namen belegten Formen noch zu entscheiden sein, ob sie wirklich Conidienträgerbüschel, die aus den Spaltöffnungen hervortreten, darstellen. Nicht hierher gehören würden jedenfalls diejenigen cylindrischen Conidienformen mit Namen *Cylindrosporium*, von denen man jetzt weiß, daß es Conidienzustände von *Entyloma* (s. oben S. 128) sind.

Es ist nicht zu bezweifeln, daß diese Pilze Conidienformen von Pyrenomycesen sind, daß also Peritheecien zu ihnen gehören. Was für welche das sind, ist freilich noch fast in keinem Falle mit Sicherheit erkannt. Denn es ist eben charakteristisch für diese Pilze, daß man von ihnen auf den kranken Blattpflecken nie etwas andres als Conidienträger findet. Es ist nicht unwahrscheinlich, daß es sich hierbei auch um *Sphaerella*-Arten handelt. Besonders hat Fückel eine solche Zusammengehörigkeit angenommen und viele Autoren haben dies ohne weiteres acceptiert. Fückel hat aber in ganz kritikloser Weise, bloß weil man auf derselben Nährspecie, auf welcher jene Conidienpilze

Zugehörige  
Peritheecien.

<sup>1)</sup> Fresenius, Beitr. z. Mykologie, pag. 87. Taf. XI. Fig. 18—28.

<sup>2)</sup> Erantheme, pag. 166.

aufzutreten, auch das Vorkommen von *Sphaerella*-Arten kennt, diese Beziehung angenommen. Perithezien von *Sphaerella*-Arten sind aber auf verwesenden, am Boden liegenden Pflanzenteilen sehr verbreitete Pilze, die auch auftreten, wo solche Flederkrankheiten nicht bestanden haben. Mehr Gewicht hat eine Bemerkung Kühn's auf der Etiquette der *Cylindrospora evanida* in Rabenhorst's *Fungi europaei* Nr. 2260, wo dieselbe bezeichnet wird als „die Conidienform eines Kernpilzes, dessen Perithezien sich bereits zu bilden beginnen, wenn die Conidienform voll entwickelt ist.“ Daß die Entwicklung mit Perithezien abschließt, konnte ich unzweifelhaft ermitteln bei meinen künstlichen Infektionsversuchen der Blätter von *Erigeron canadensis* mit den Conidien von *Ceroospora cana*. In den durch den Pilz erkrankten Blättern waren das, wie oben beschrieben, leicht kenntliche Mycelium und an demselben die Hyphenfäden in den Spaltöffnungen zu finden. Nur wenige dieser Knäuel hatten Conidienträger getrieben; die meisten derselben vergrößerten sich allmählich und schwärzten sich äußerlich, sie wurden zu Ansäugen von Perithezien, welche schon bald nach dem Absterben des Blattes mittelst der Lupe als zahlreiche kleine, schwarze Kugeln in der Blattmasse sich kenntlich machten, ohne jedoch völlig reif zu werden. So die Entwicklung dieser Pilze mit Perithezien abschließen sollte, da würden die letzteren unzweifelhaft die Überwinterungsorgane des Pilzes darstellen, nach Analogie anderer Pyrenomyceten. Es ist aber sehr wohl möglich, daß es zu diesem Zwecke nicht notwendig der Bildung von Perithezien bedarf, wenn nämlich die Conidien von den toten Blättern keimfähig durch den Winter kommen sollten. In solchem Falle wäre es aber denkbar, daß dem einen oder dem andern dieser Pilze die Perithezienbildung als überflüssig ganz verloren gegangen ist.

#### Vorkommen.

Die in Rede stehenden Pilze sind bereits auf einer großen Anzahl von Phanerogamen aufgefunden worden und sind offenbar über die ganze Erde verbreitet. Es dürfte keine Pflanzenfamilie geben, die nicht derartige Parasiten aufweist<sup>1)</sup>.

#### Gegenmaßregeln.

Um diese Blattflederkrankheiten zu bekämpfen, wäre das möglichst frühzeitige Abjammeln und Vernichten der erkrankten Blätter jedenfalls ein zweckmäßiges Mittel, denn es würde den Pilz vernichten, mag derselbe nun in der Conidienform auf den alten Blättern überwintern oder mag er überwintende Perithezien auf den abgefallenen Blättern bilden. Bei dem fördernden Einfluß, den feuchte Luft auf den Ausbruch der Conidienträger und auf die Keimung der Sporen und das

<sup>1)</sup> Eine Zusammenstellung aller bisher bekannten Arten der obigen Gattungen findet sich in Saccardo, *Sylloge Fungorum* IV.

Einbringen der Keimschläuche ausübt, wird alles das, was die Luftfeuchtigkeit mindert, auch der Ausbreitung dieser Krankheiten entgegenarbeiten.

1. Auf Graminien. a) *Ramularia pusilla* Ung. (Ovularia auf Graminien *pusilla* Sacc.), auf misfarbenen Flecken der *Poa nemoralis*: Conidienträgerbüschel weiß, mit ovalen, einzelligen, 0,005—0,001 mm langen Sporen.

b) *Ramularia pulchella* Ces. (Ovularia *pulchella* Sacc.), auf *Dactylis glomerata*; Conidienträgerbüschel rötlich, Sporen oval, einzellig, 0,008 bis 0,012 mm lang.

c) *Scolecotrichum graminis* Fückel, verursacht an verschiedenen Gräsern eine Krankheit, bei welcher schon während der Blütezeit oder noch früher die Blätter schnell auf größeren Strecken, bisweilen total, sich entfärben und endlich vollständig ausbleichen oder bräunlich werden und vertrocknen und wobei auf den völlig ausgebleichten Stellen nach kurzer Zeit viele äußerst feine, mit unbewaffnetem Auge noch deutlich erkennbare, tief-schwarze, bisweilen in längsreichen geordnete Pünktchen auftreten, und die noch grünen Teile der kranken Blätter nicht selten sich röten. Schon bei der ersten Spur der Erkrankung, die in einem Gelbkeckigwerden besteht, findet man in den kranken Stellen Myceliumfäden in den Interzellulargängen des Gewebes. In den Mesophyllzellen sind hier an die Stelle des Chlorophylls gelbe, blartige Körnchen oder größere Kugeln getreten. Unter den Spaltöffnungen verflechten sich die Pilzfäden zu einem Polster von Conidienträgern, welche durch die Spaltöffnung hervorbrechen, später auch die Epidermis im Umkreise emporheben. Erst nach dem Ausbruche färben sich die kleinen Polster dunkelbraun; es sind die erwähnten kleinen Pünktchen. Die Conidienträger haben die oben beschriebene Beschaffenheit. Die Sporen sind ellipsoideisch, zweizellig, blaßbraun, 0,035—0,045 mm lang. Die in trockenen Blättern im Herbst vorkommende *Sphaeria recutita* Fückel, soll nach Fückel<sup>1)</sup> der Perithecienzustand dieses Pilzes sein, doch ist ein Nachweis dieses Zusammenhanges nicht erbracht. Der Pilz scheint weit verbreitet zu sein. Fückel fand ihn im Rheingau, ich in verschiedenen Gegenden Sachsens auf *Poa trivialis*, *Anthoxanthum odoratum*, *Alopecurus pratensis*. Auf dem Kamme des Riesengebirges an *Phleum alpinum* und auf den Alpen an *Poa minor* fand ich den Pilz in einer abweichenden Sporenform, mit verkehrt keulenförmigen, also ungleich zweizelligen Sporen, die ich schon in der vorigen Auflage dieses Buches als *Scolecotrichum alpinum* unterschieden habe. Auch in der Nähe von Stockholm hat Eriksson<sup>2)</sup> auf *Phleum pratense* einen Pilz gefunden, den er mit *Scolecotrichum graminis* identifiziert, sowie einen ähnlichen durch kleine Sporen unterschiedenen auf *Avena sativa*.

d) *Scolecotrichum Hordei* Rostr., von Rostrup bei Kopenhagen auf Gerste beobachtet. Die Gerstenpflanzen haben bleiche Blätter mit weißlichen Streifen, auf denen die kleinen, punktförmigen, grauen Conidienträger-

<sup>1)</sup> Symbolae mycolog. I., pag. 107.

<sup>2)</sup> Bidrag. till Känedomen om varå odlade växters sjukdomar. I. 1885. und Mitteil. a. d. Experimentalfelde d. Kgl. Landb.-Akad. Nr. 11. Stockholm 1890.



büschel stehen, mit länglichen, zweizelligen, bläßbräunlichen Conidien. Die befallenen Pflanzen verwelken endlich, ohne Früchte zu entwickeln.

e) *Scolecotrichum Roumeguerii* Cav., auf Blättern von Phragmites communis in Frankreich.

f) *Fusoma triseptatum* Sacc., auf Blättern von Calamagrostis, mit dreizelligen, spindelförmigen, büschelförmig hervorstechenden Sporen, dürfte eine hieher gehörige Pilzform sein.

g) *Piricularia Oryzae* Cav., auf trockenen, braungefäulten Blättern der Reisapflanze in Italien. Sporen verkehrt keulenförmig, mit zwei Scheidewänden, bräunlich, 0,020—0,022 mm lang.

h) *Cercospora Sorghi* E. et E., auf Blättern von Sorghum halepense und Zea Mais in Nordamerika. Sporen 0,07—0,08 mm lang.

i) *Cercospora Köpkei* Krüger<sup>1)</sup>, auf purpurbraunen Blattnestern des Zuckerrohrs in Java, wo die Krankheit Amak Krapak genannt wird. Sporen 0,02—0,05 mm lang, spindelförmig, mit 3—4 Scheidewänden.

Auf Commelynaceen.

2. Auf Commelynaceen. *Cylindrosporium Tradescantiae* Ell. et Kell., auf Tradescantia virginica in Amerika.

Auf Dioscoreaceen.

3. Auf Dioscoreaceen. *Cercospora scandens* Sacc. et Wint., auf Tamus communis in der Schweiz.

Auf Eiliaceen.

4. Auf Eiliaceen. a) *Ovularia elliptica* Berk., auf Lilium in England.

b) *Cylindrosporium inconspicuum* Wint., auf Lilium Martagon in der Schweiz.

c) *Cercospora liliicola* Sacc., auf Lilium candidum in Frankreich.

d) *Cercospora hungarica* Bauml., auf Lilium Martagon in Ungarn.

e) *Cercospora Majanthemi* Fockel, auf großen, verbleichenden Blattnestern von Majanthemum bifolium; an der Unterseite derselben die zahlreichen schwarzgrünen Conidienträgerbüschel, die aus aufrechten, gebogenen, braunen Hyphen bestehen; Conidien cylindrisch, oft gekrümmt, mit vielen Scheidewänden, braun.

f) *Cercospora Asparagi* Sacc., in Italien auf den grünen Zweigen des Spargels graue Flecke bildend. Fäden der Conidienträger sehr lang, gefädelt, braun; die Sporen verkehrt keulenförmig, lang zugespitzt, 7- bis 8 fach septiert, farblos; 0,012—0,013 mm lang. *Cercospora caulicola* Wint., auf derselben Pflanze in Amerika.

g) *Cercospora concentrica* Cooke et Ellis, in grauen Flecken auf den Blättern von Yucca filamentosa. Sporen cylindrisch, 3- bis 4 fach septiert.

h) *Cylindrospora Colchici* Sacc., auf Colchicum officinale in Frankreich.

i) *Cylindrosporium veratrinum* Sacc. et Wint., auf Veratrum viride in Amerika.

k) *Cercospora smilacina* Sacc., auf Smilax aspera etc. in Frankreich und Amerika.

l) *Cercospora Paridis* Eriks., auf Paris in Schweden.

Auf Irideen.

5. Auf Irideen. a) *Scolecotrichum Iridis* Fautr. et Roum., auf Iris germanica in Frankreich.

<sup>1)</sup> Krüger, Krankheiten und Feinde des Zuckerrohrs in Java. Dresden 1890, pag. 115.

- b) *Cylindrosporium Iridis* Ell. et Harkn., auf *Iris versicolor* in Nordamerika; die cylindrischen Sporen sind 0,015–0,022 mm lang.
6. Auf Alismaceen. *Ramularia Alismatis* Fautr., *Cercospora Alismatis* Ell. et Harkn., und *Ovularia Alismatis* Pass., auf *Alisma Plantago*.
7. Auf Myricaceen. *Ramularia destructiva* Pl. et Thil., auf *Myrica Gale* in England.
8. Auf Salicaceen. a) *Cercospora salicina* E. et E., auf *Salix nigra* in Nordamerika. Blättern von *Salix nigra* in Nordamerika.  
b) *Ramularia rosea* Sacc. (*Fusidium roseum* Focke), auf *Salix viminalis*, *triandra* und *vitellina*.  
c) *Cercospora populina* E. et E., auf Blättern von *Populus alba* und *angulata* in Nordamerika.
9. Auf Moraceen. a) *Cercospora Bolleana* Speg., auf *Ficus* auf Moraceen. Carica in Italien.  
b) *Cercospora pulvinata* Sacc. et Wint., und *Cercospora moricola* Cooke, auf *Morus alba* in Amerika.
10. Auf Urticaceen. a) *Ramularia Urticae* Ces., auf *Urtica* auf Urticaceen. dioica mit ellipsoideischen bis cylindrischen Sporen.  
b) *Ramularia Parietariae* Passer., auf *Parietaria*, davorigen ähnlich.  
c) *Ramularia Celtidis* Ell. et K., auf *Celtis occidentalis* in Amerika.
11. Auf Betulaceen. a) *Passalora bacilligera* Fr. (*Cladosporium bacilligerum* Mont.), auf braunen Blattflecken von *Alnus glutinosa*, unterseits schwarze Conidenträgerbüschel bildend, deren Sporen verkehrt keulenförmig, nur mit einer Querscheidewand versehen sind. — *Passalora microsperma* Focke, auf *Alnus incana*, soll durch längere Sporen abweichen.  
b) *Ramularia alnicola* Cke., auf *Alnus glutinosa* in England.
12. Auf Platanaceen: *Cercospora platanicola* E. et E., auf *Platanus occidentalis* in Amerika.
13. Auf Ranunculaceen. a) *Ramularia didyma* Ung., auf *Ranunculus repens* und andern Arten. Sporen eiförmig, zweizellig, in der Mitte eingeschnürt.  
b) *Ramularia scelerata* Cke., auf *Ranunculus sceleratus* in England.  
c) *Ramularia Hellebori* Focke, auf *Helleborus foetidus*, mit cylindrischen, einzelligen Sporen.  
d) *Cercospora Ranunculi* Ell. et Harkn., auf *Ranunculus repens* in Amerika.  
e) *Ramularia Ranunculi* Peck., auf *Ranunculus recurvatus* in Amerika.  
f) *Ovularia decipiens* Sacc., auf *Ranunculus acris*, mit einzelligen Sporen.  
g) *Ramularia gibba* Focke, auf *Ranunculus repens*.  
h) *Ramularia aequivoca* Sacc., auf *Ranunculus auricomus*.  
i) *Cercospora squalidula* Peck., auf *Clematis virginiana* in Amerika.  
j) *Cylindrospora crassiuscula* Ung., auf *Aconitum Teliphonum*.  
k) *Ramularia monticola* Speg., auf *Aconitum Napellus* in Italien.

- Auf Berberideen.** 1) *Cercospora Calthae* Cooke, auf *Caltha* in England.  
 m) *Cercospora varicolor* Wint., auf *Paeonia officinalis* in Amerika.  
 14. Auf Berberideen. a) *Ovularia Berberidis* Cke., auf *Berberis asiatica* in Rom.  
 b) *Cercospora Caulophylli* Fock., auf *Caulophyllum thalictroides* in Amerika.
- Auf Magnoliaceen.** 15. Auf Magnoliaceen. *Cercospora Liriodendri* Ell. et Harkn. und *Ramularia Liriodendri* Ell. et Ev., auf *Liriodendron tulipifera* in Nordamerika.
- Auf Lauraceen.** 16. Auf Lauraceen. *Cercospora unicolor* Sacc. et Penz., auf *Laurus nobilis* in Frankreich.
- Auf Crucifereen.** 17. Auf Crucifereen. a) *Ramularia Armoraciae* Fockel, auf Blättern des Meerrettigs. Sporen länglich, eiförmig, einzellig, 0,015 bis 0,020 mm lang.  
 b) *Cercospora Armoraciae* Sacc., auf misfarbigen Blattflecken des Meerrettigs in schwarzen Räschen ausbrechend; Conidien stabförmig, mehrfach septiert, 0,10–0,12 mm lang.  
 c) *Ramularia matronalis* Sacc., auf *Hesperis matronalis* in Frankreich.  
 d) *Ramularia Cochleariae* Cooke, auf *Cochlearia officinalis* in England.  
 e) *Cercospora Nasturtii* Pass., auf *Sisymbrium austriacum* in Ungarn.  
 f) *Cercospora Bizzozzerianum* Sacc. et Berl., auf *Lepidium latifolium* in Italien.  
 g) *Cercospora Lepidii* Peck., auf *Lepidium campestre* in Amerika.  
 h) *Cercospora Cheiranthi* Sacc., auf *Cheiranthus Cheiri*.  
 i) *Ovularia Brassicae* Bres., auf *Brassica Napus*.  
 k) *Cylindrosporium Brassicae* Fautr. et Roum., auf Blättern von *Brassica* in Frankreich.
- 1) *Cercospora Bloxami* Berk. et Br., auf bleichen, freisunden Blattflecken des Raps und Rübens in England. Conidien verlängert spindelförmig, mit vielen Quermännen.
- Auf Capparideen.** 18. Auf Capparideen. a) *Cercospora Capparidis* Sacc., auf runden, hellen, braungefärbten Flecken von *Capparis spinosa*. Conidienträgerbüschel bräunlich; Sporen fast cylindrisch, 2- bis 3 fach septiert, farblos.  
 b) *Cercospora Cleomis* Ell. et Halstr., auf *Cleome pungens* in Amerika; die Sporen sind länger als bei voriger Art, nämlich 0,075 bis 0,100 mm lang.
- Auf Papaveraceen.** 19. Auf Papaveraceen. *Cercospora Sanguinariae* Peck., und *Cylindrosporium coccineum* Wint., auf *Sanguinaria canadensis* in Amerika.
- Auf Resedaceen.** 20. Auf Resedaceen. *Cercospora Resedae* Fockel, auf trockenen bleichen Blattflecken der *Reseda odorata*, braune Conidienträgerbüschel bildend, Sporen fast cylindrisch, 4- bis 5 fach septiert, farblos. In Amerika hat diese Krankheit auf der Reseda viel Schaden gemacht; nach Fairchild<sup>2)</sup> hat Beirgung mit Bordeauxer Brühe dagegen günstig gewirkt.

<sup>1)</sup> Die *Cercospora*-Krankheit der Reseda. Report of the chief of veget. Pathol. for the year 1889. Washington 1890.

21. Auf Violaceen. a) *Cercospora Violae* Sacc., auf rundlichen, auf Violaceen bleichen Blattscheiden von *Viola odorata*; Conidienträger kurz, braun, Sporen sehr lang, stabförmig, vielgliedrig, farblos.

b) *Ramularia violae* Fockel (*Ramularia lactea* Sacc.), auf weißlichen, braungefärbten Blattscheiden von *Viola hirta*, *odorata* und *tricolor*. Sporen cylindrisch, einzellig.

c) *Ramularia Violae* Trail, auf *Viola silvatica* in Schottland.

d) *Cercospora* Ji Trail, auf *Viola palustris* in Schottland.

e) *Cercospora Violae silvaticae* Oud., auf *Viola silvatica* in Holland.

f) *Cercospora Violae tricoloris* Br. et Cav., auf kultivierter *Viola tricolor* in Italien.

g) *Ramularia agrestis* Sacc., auf *Viola tricolor* var. *arvensis* in Italien.

22. Auf Gistaceen. a) *Cercospora Cistinearum* Sacc., auf Auf Gistaceen. *Helianthemum vulgare* in Italien.

b) *Cercospora Capparidis* Sacc., auf *Capparis spinosa* und *rupestris* in Italien und Frankreich.

23. Auf Papagaceen: *Cercospora Caricae* Speg., auf den Auf Papagaceen. Blättern von *Carica Papaya* in Brasilien.

24. Auf Polygonaceen. a) *Ramularia obovata* Fockel (*Ovularia* auf Polygonaceen. *obliqua* Oud.), (Fig. 66 A), auf mischfarbigen oder gebräunten, purpurrot gefärbten, mäßig großen, aber oft in großer Zahl vorhandenen Flecken der Blätter von *Rumex*-Arten, besonders *Rumex crispus* und *sanguineus*, vom Frühjahr bis Herbst. Sporen einzellig, verkehrt eiförmig-länglich. Fockel hält diesen Pilz für den Conidientragend der *Sphaerella Rumicis* Fockel, die in abgestorbenen Blättern vorkommt; aber ein Beweis dafür ist nicht gegeben.

b) *Ramularia pratensis* Sacc., auf *Rumex Acetosa*.

c) *Ovularia rubella* Sacc., auf *Rumex aquatilis*.

d) *Ramularia Bistortae* Fockel (*Bostrichonema alpestre* Ces.) Fig. 66 B, C), auf *Polygonum Bistorta*. zahlreiche kleine, braune, von einem gelben Hofe umgebene Flecke bildend, die unterseits durch die zahlreichen Pilzräschen weiß bestäubt erscheinen. Diese sind durch ihre sehr abweichende Form ausgezeichnet: ziemlich lang, einfach und fast genau regelmäßig und zierlich spiralig gewunden, ähnlich den Fäden eines Spirillum. Jede Spiralschleife entspricht einem Sporenansatz, indem der Faden um die Spore seitlich in einem Bogen weiter wächst. Sporen ein- oder zweizellig, eiförmig. Von Fockel im Rheingau, von mir auf dem Kamm der Endeten, desgleichen auf *Polygonum viviparum* im Kapruner Thal auf den hohen Tauern in der Region der Alpenrosen gefunden (auf dieser Pflanze wohl schon von Unger<sup>1)</sup> in den Alpen beobachtet und *Cylindrospora Polygoni* genannt); wahrscheinlich ist auch *Daetiliium spirale* Berk. et White, welches in England auf *Polygonum viviparum* gefunden wurde, dasselbe. Dagegen fand ich auf dem Brocken an *Polygonum Bistorta* eine von der *Ramularia obovata* (s. unter a) kaum verschiedene Form, auch die Flecke größer und rötlich gefärbt.

<sup>1)</sup> Granheme. Wien 1833, pag. 169.

e) *Ovularia rigidula Delacr.*, auf Blättern von *Polygonum aviculare* in Frankreich.

f) *Cercosporella Oxyriae Rost.*, auf weißen, violettgestäumten Blattflecken von *Oxyria digyna* in Grönland und *Ramularia Oxyriae Trail.* in Norwegen.

Auf Chenopobiaceen.

25. Auf Chenopobiaceen. a) *Cercospora beticola Sacc.* (*Depazea betaeicola DC.*), auf den Blättern der Zuckerrüben ungefähr runde, verbleichende, braunrot umrandete Flecke bildend, welche nur selten bis 2 cm Durchmesser erreichen, meist kleiner bleiben, aber oft in so großer Zahl auf den erwachsenen Blättern auftreten, daß dadurch die Rübenblätter leiden; auch auf den Blattstielen bringt der Pilz Flecke hervor, welche zunächst oberflächlich sind, aber allmählich durch Fäulnis des Gewebes sich vertiefen können. Auf der Unterseite der kranken Flecke stehen aschgraue Conidienträgerbüschel, auf denen cylindrische, 0,07—0,12 mm lange, meist mit mehreren Scheidewänden versehene, farblose Conidien abgefeinert werden. Die Keimschläuche der letzteren dringen nach Thünen<sup>1)</sup> durch die Spaltöffnungen der Rübenblätter ein, worauf dieselbst in kurzer Zeit ein neuer kranker Fleck erzeugt wird, was ich nach eigenen Versuchen bestätigen kann. In neuen Jahren ist diese Blattfleckenkrankheit oft reichlich auf den Rüben zu finden. Die meisten Autoren haben den Pilz mit dem unrichtigen Namen *Depazea betaeicola* bezeichnet, indem sie die Conidienträgerbüschel für Hyphiden hielten.

b) *Cercospora Chenopodii Fres.*, auf verbleichenden Flecken der Blätter von *Chenopodium*. Conidienträgerbüschel an der Basis bräunlich; Sporen cylindrisch, oft gekrümmt, mit 3—5 Scheidewänden, farblos.

c) *Ramularia dubia Riess*, auf *Atriplex patula*, ist mit vorigem Pilz vielleicht identisch.

Auf Amaranthaceen.

26. Auf Amaranthaceen. *Cercospora gomphrenicola Spiz.*, auf *Gomphrena glauca* in Italien.

Auf Caryophyllaceen.

27. Auf Caryophyllaceen. a) *Isariopsis pusilla Fres.* (*Isariopsis alborosella Sacc.*, *Phacellium inhoneum Bonord.*), auf *Cerastium triviale* und *arvense* in Deutschland ziemlich verbreitet, auf *Stellaria nemorum* von mir im Riesengebirge gefunden. Sie kann an allen grünen Teilen, selbst die Kelchblätter nicht ausgenommen, und auch schon an den Keimpflanzen auftreten und bewirkt Bleich- und Trockenwerden der Teile, auf denen dann die weißen Conidienträger, vorwiegend auf der Unterseite der Blätter, erscheinen. Über Entwicklung des Pilzes und Infektion s. oben S. 333. Fückel hält diesen Pilz für einen Entwicklungszustand der *Sphaerella Cerastii Fückel*, deren Perithezien auf abgestorbenen Teilen von *Cerastium* vorkommen. Einen Beweis dafür hat er nicht erbracht. Ich habe vielfach und zu allen Jahreszeiten die durch den Pilz getödteten Pflanzen nach diesen Perithezien durchsucht, aber immer vergebens.

Mit *Isariopsis* nahe verwandt scheinen einige auf Blattflecken beobachtete Conidienträgerformen zu sein, die als *Stysanus* bezeichnet worden sind, worunter man stielartige, aus vielen parallelen Hyphen zusammengesetzte, dunkel gefärbte Körper versteht, die an der Spitze durch die abgefeinerten Sporen bestäubt sind. Fückel<sup>2)</sup> hat einen *Stysanus pusillus*

<sup>1)</sup> Bekämpfung der Pilzkrankheiten. Wien 1886, pag. 50.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 101 und 102.

an kranken Blättern von *Stellaria media* und einen *Stysanus pallescens* auf solchen von *Stellaria nemorum* beschrieben und hält beide, ohne einen Beweis zu geben, für Entwicklungszustände von *Sphaerella*.

b) *Isariopsis Stellariae* *Trail.*, auf *Stellaria graminea* in Schottland.

c) *Ramularia silenicola* *C. Mass.*, und *Ramularia didymarioides* *Br. et Sacc.*, auf *Silene inflata*, erstere in Italien, letztere in Frankreich.

d) *Ovularia Stellariae* *Sacc.*, auf *Stellaria nemorum*.

e) *Ramularia lychnicola* *Cke.*, auf *Lychnis diurna* in England.

f) *Cylindrosporium Saponariae* *Roum.*, auf *Saponaria officinalis* in Frankreich.

28. Auf Umbelliferen. a) *Cercospora Apii* *Fres.* (*Cercosporella* auf Umbelliferen. *Pastinacae Karst.*), auf braunen Blattscheiden von *Apium graveolens*, *Petroselinum sativum*, *Daucus Carota* und *Pastinaca sativa*, in Deutschland, Frankreich und Nordamerika beobachtet, braune Conidienträgerbüschel bildend; Sporen verkehrt keulenförmig, mit lang ausgezogener Spitze und drei bis fünfstreichen Scheidewänden, farblos, 0,05—0,08 mm lang.

b) *Passalora polythrucioides* *Fuekel* (*Cladosporium depressum* *Berk. et Br.*), auf *Angelica sylvestris* und *Imperatoria Ostruthium*, dem vorigen Pilze ähnlich, aber mit kürzeren Conidienträgern und größeren Sporen.

c) *Cylindrosporium Pimpinellae* *C. Mass.*, auf *Pimpinella nigra* in Italien.

d) *Cylindrosporium septatum* *Komell.*, auf *Laserpitium latifolium* in Schweden.

e) *Ramularia Levistici* *Oud.*, auf *Levisticum officinale* in Holland.

f) *Ramularia Heraclei* *Sacc.*, auf *Heracleum* und *Apium graveolens*, Sporen 0,022 mm lang.

g) *Cercosporella rhaetica* *Sacc. et Wint.*, auf *Imperatoria*.

h) *Ramularia oreophila* *Sacc.*, auf *Astrantia major* in Italien und in der Schweiz.

i) *Cercospora Bupleuri* *Past.*, auf *Bupleurum tenuissimum* in Italien.

29. Auf Cornaceen. a) *Ramularia stolonifera* *Et. et E.*, auf auf Cornaceen. *Cornus sanguinea* in Amerika.

b) *Ramularia angustissima* *Sacc.*, auf *Cornus sanguinea* in Italien.

30. Auf Hamamelidaceen. *Ramularia Hamamelidis* *Peck.*, auf *Hamamelidaceen*, auf *Hamamelis* in Amerika.

31. Auf Ribesiaceen. *Cercospora marginalis* *Thüm.*, bewirkt auf Ribesiaceen. Trockenwerden der Blattränder der Stachelbeeren. Auf der Unterseite der kranken Stellen sitzen schwarze Conidienträgerbüschel mit keulenförmigen, 0,024 mm langen Conidien mit meist zwei Querscheiden. Von Thümen bei Götz beobachtet.

32. Auf Saxifragaceen. a) *Cercosporella Saxifragae* *Rostr.*, auf *Saxifraga* auf schwarzen Flecken der Blätter von *Saxifraga cernua* in Norwegen.

b) *Ramularia Mitellae* *Peck.*, auf *Mitella diphylla* in Amerika.

c) *Cylindrosporium microspermum* *Sacc.*, auf Blättern von *Saxifraga rotundifolia* in Italien.

- Auf Celastraceen.** 33. Auf Celastraceen. a) *Ramularia Evonymi* Ell. et K., auf *Evonymus atropurpurea* in Amerika.  
 b) *Cercospora Evonymi* Erikss., auf *Evonymus europaeus* in Schweden.  
 c) *Cercospora Evonymi* Ell., auf *Evonymus* in Amerika.
- Auf Rhamnaceen.** 34. Auf Rhamnaceen. a) *Cercospora Rhamni* Fockel, auf den Blättern von *Rhamnus cathartica*.  
 b) *Ramularia Alaterni* Thüm., auf *Rhamnus Alaternus* in Frankreich.
- Auf Vitaceen.** 35. Auf Vitaceen. Auf dem Weinstock treten Blattfleckenkrankheiten auf, bei denen Conidienträgerformen erscheinen, von denen es verschiedene Arten geben dürfte; wenigstens ist eine ganze Anzahl solcher unter verschiedenen Namen aufgestellt worden. Ihre Beschreibung ist bisher zum Teil sehr ungenügend gegeben worden; sie gehören streng genommen vielleicht nicht alle an diese Stelle, vielleicht sind auch manche dieser Formen nicht spezifisch verschieden. Wir zählen sie hier nach den vorliegenden Beschreibungen auf.

a) *Cercospora vitis* Sacc. (*Cladosporium viticolum* Ces., *Cladosporium ampelinum* Passer., *Helminthosporium vitis* Pirotta), am Weinstock in Europa wie in Nordamerika bekannt. Auf beiden Seiten der ziemlich großen freistehenden, hellbraunen Blattflecke stehen schlanke Büschel brauner, unregelmäßig zweigter Fäden; Sporen verkehrt keulenförmig, mit mehreren Querscheidewänden versehen, nach oben mehr oder weniger in einen schwanzförmigen Fortsatz verlängert, braun, 0,05—0,07 mm lang. Mit diesem Pilz ist wohl als identisch zu betrachten derjenige, den Fockel<sup>1)</sup> als Conidienform von *Sphaerella vitis* Fockel beschreibt. Thümen<sup>2)</sup> führt zwar diesen besonders auf unter dem Namen *Septosporium Fockelii* Thüm., der Unterschied ist aber eigentlich nur der, daß Thümen bei *Cercospora vitis* die Sporen umgekehrt stehen läßt, so daß der Schwanz der Stiel wäre. Nun finde ich aber gerade an den von Saccardo ausgegebenen Exemplaren seines Pilzes die Sporen so wie beim Fockel'schen Pilz stehen, der vermeintliche Stiel ist die Spitze. Was die behauptete Zugehörigkeit dieser Conidienträger zu *Sphaerella vitis* Fockel (*Sphaeria vitis* Rabenh.) betrifft, einem Pyrenomycesen, dessen Perithezien an dünnen Weinblättern gefunden werden, so hat jedenfalls Thümen Recht, daß dies zunächst nur auf Vermutung beruht.

b) *Cladosporium Rösleri* Cattan. (*Cladosporium pestis* Thüm.), dem vorigen Pilz ziemlich ähnlich, aber die ebenfalls aus den Spaltöffnungen hervortretenden Conidienträger bilden nur dünne Bündel, sind ziemlich kurz und schnüren an der Spitze cylindrische, einzellige, seltener mit einer oder zwei Querscheidewänden versehene Sporen ab. Die Flecke, die dieser Pilz bewohnt, sollen nur klein sein, später sich wenig vergrößern, daher einigermaßen dem schwarzen Brenner (s. unten) ähneln, mit welchem Namen nach Thümen<sup>3)</sup> dieselben in Niederösterreich auch bezeichnet werden sollen. Bei Kirchner<sup>4)</sup> wird die Krankheit als „Herbstbrenner“ bezeichnet. Von

<sup>1)</sup> l. c. pag. 104.

<sup>2)</sup> Pilze des Weinstocks, pag. 172.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 169.

<sup>4)</sup> Krankheiten und Beschädigungen unserer landwirthsch. Kulturpflanzen. Stuttgart 1890, pag. 353.

Saunders<sup>1)</sup> wird dieser Pilz als die Conidienform von *Sphaerella vitis* Fockel angesehen, was aber ebensovienig wie hinsichtlich der vorigen Form erwiesen ist.

c) *Septocylindrium dissiliens* Sacc. (*Torula dissiliens* Duby), dem vorigen sehr ähnlich und vielleicht nur ein anderer Entwicklungsstadium desselben, ebenfalls auf sehr kleinen, trockenen, braunen, zuletzt schwarz werdenden Blatlflecken und ebenfalls mit kurzen, einfachen Conidienträgern, welche dünne, braune Räschen bildend cylindrische oder keulenförmige, olivenbraune, 0,05–0,07 mm lange Sporen mit meist je 3 Scheidewänden abschneiden<sup>2)</sup>. In Oberitalien.

d) *Dendryphium Passerinianum* Thüm., mit aufrechten, ziemlich kurzen, gegliederten, als schwarze Fäden erscheinenden Conidienträgern, die an der Spitze mehrere aus rosenkranzförmig gereihten kugelig-elliptischen, 0,006 mm langen, braunen Sporen bestehende Äste haben, auf großen, hellbraunen, bürren Blatlflecken, auf beiden Blattseiten.

e) *Septonema Vitis* Lév., auf kleinen, braunen, trockenen Blatlflecken unterseits schwarze Räschen von kurzen Conidienträgern bildend, auf welchen kettenförmig angeordnet, spindelförmige, braune, mit 4–6 Querwänden versehene Conidien abgeschnürt werden. Bei Bordeaux beobachtet.

f) *Cercospora Vulpinae* E. et E., auf *Vitis vulpina* in Amerika.

g) *Cercospora truncata* E. et E., auf *Vitis indivisa* in Amerika.

h) *Cercospora Ampelopsidis* Peck., auf *Ampelopsis quinquefolia* in Nordamerika.

36. Auf Aceraceen: *Cylindrosporium saccharinum* Ell. et Auf Aceraceen. E., auf *Acer saccharinum* in Nordamerika.

37. Auf Euphorbiaceen. a) *Cercospora albidomaculans* Wint., auf *Euphorbia* auf *Ricinus communis* in Amerika. ceen.

b) *Cercospora Mercurialis* Pass., auf *Mercurialis* in Italien.

38. Auf Anacardiaceen. *Cercospora Bartholomaei* Ell. et Auf *Anacardium* Kell., und *Cercospora Toxicodendri* Ell., auf *Rhus Toxicodendron* ceen. in Amerika.

39) Auf Juglandaceen. *Cylindrosporium Juglandis* Kell. et Auf *Juglans* Sw., auf *Juglans nigra* in Amerika. ceen.

40. Auf Tropaeolaceen. *Cercospora Tropaeoli* Atk., auf ful. Auf *Tropaeolum* trioviertem *Tropaeolum* in Nordamerika. ceen.

41. Auf Ranthorhyteen. a) *Cercospora afflata* Wint., und Auf *Cercospora Pteleae* Wint., auf *Ptelea trifoliata* in Amerika. Ranthorhyteen.

b) *Cercospora glandulosa* Ell. et K., auf *Ailanthus glandulosa* in Amerika.

42. Auf Oxalideen. *Cylindrosporium Oxalidis* Truill., auf Auf *Oxaliden*. *Oxalis Acetosella* in Schottland.

43. Auf Balsaminaceen. a) *Ramularia Impatiensis* Peck., Auf *Balsaminaceen* auf *Impatiens fulva* in Amerika.

b) *Cercospora Impatiensis* Bauml., auf *Impatiens Nolitangere* in Ungarn.

c) *Cercospora Campi Sili* Speg., auf *Impatiens Nolitangere* in Italien.

<sup>1)</sup> Zust. bot. Jahrbücher. 1876, pag. 180.

<sup>2)</sup> Thümen, l. c. pag. 175.



- Auf Geraniaceen.** 44. Auf Geraniaceen. *Ramularia Geranii Fuehl.*, auf *Geranium pusillum*, mit cylindrischen, zweizelligen Sporen, womit wahrscheinlich identisch ist das *Fusidium Geranii Westend.*, auf dürr werdenden Blattflecken von *Geranium pusillum* und *pratense*. Dieses soll nach Lulazne<sup>1)</sup> später unter der Epidermis eingesenkte Perithecien (*Stigmata Geranii Tul.*) bekommen. Auf kultivierten *Geranium*-Arten in Texas ist eine *Cercospora Brunkii Ell. et Gallow.* beobachtet worden.
- Auf Malvaceen.** 45. Auf Malvaceen. a) *Ramularia Malvae Fuehl.*, auf *Malva rotundifolia*. Sporen spindelförmig, meist schwach gekrümmt, einzellig.  
b) *Cercospora nebulosa Saccardo*, auf länglichen, grauen Flecken des Stengels von *Althaea rosea*; Conidienträger braun. Sporen stabförmig, 5- bis 6fach septiert, farblos. In Oberitalien.  
c) *Cercospora althaeina Sacc.*, auf *Althaea rosea*, durch längere und spärlich septierte Sporen von voriger unterschieden.  
e) *Ramularia areola Atkins.*, auf den Blättern der Baumwollenspflanzen in Amerika.  
d) *Cercospora Malvarum Sacc.*, auf *Malva moschata* in Frankreich.  
f) *Cercospora gossypina Cooke*, auf den Blättern der Baumwollenspflanzen; die dazu gehörigen Perithecien werden als *Sphaerella gossypina Atkins.* bezeichnet<sup>2)</sup>.
- Auf Eliaceen.** 46. Auf Eliaceen. *Cercospora microsora Sacc.*, auf *Tilia* in Frankreich, Italien und Nordamerika.
- Auf Aurantiaceen.** 47. Auf Aurantiaceen: a) *Ramularia Citri Penn.*, auf Blättern von *Citrus Aurantium* in Gewächshäusern in Italien.  
b) *Cercospora fumosa Penn.*, auf *Citrus Limonum* in Italien.
- Auf Symplocarpaceen.** 48. Auf Philadelphaceen: *Ramularia Philadelphi Sacc.*, auf *Philadelphus coronarius*. Sporen cylindrisch spindelförmig.  
b) *Cercospora angulata Wint.*, auf *Philadelphus coronarius* in Amerika.  
c) *Cercospora Deutziae E. et E.*, auf *Deutzia gracilis* in Nordamerika.
- Auf Myrtaceen.** 49) Auf Myrtaceen: *Cercospora Myrti Eriks.*, auf den Blättern der Myrten in Schweden eine Blattfleckentransmission erzeugend; Conidien 0,060—0,100 mm lang, mit 3 bis 6 Querswänden.
- Auf Onagraceen.** 50. Auf Onagraceen. a) *Ramularia Chamaenerii Rostr.*, auf *Epilobium latifolium* auf Island.  
b) *Cercospora Epilobii Schm.*, auf *Epilobium montanum* und alpinum.  
c) *Cercospora montana Speg.*, auf *Epilobium montanum* in Stallen, wohl mit der vorigen identisch.  
d) *Fusidium punctiforme Schlechtend.*, mit cylindrischen Sporen auf braunen, trockenen, blutrot gesäumten Blattflecken von *Epilobium montanum*.
- Auf Elythraceen.** 51. Auf Elythraceen. *Cercospora Lythri Niessl.*, auf *Lythrum Salicaria*.
- Auf Aristolochiaceen.** 52. Auf Aristolochiaceen. *Cercospora olivascens Sacc.*, auf *Aristolochia Clamatis* etc. in Italien und Frankreich.

<sup>1)</sup> Fungor. Carpologia II., pag. 290.<sup>2)</sup> Bull. of the Torrey Botan. Club, New-York 1891, pag. 300.

53. Auf Spiräceen. a) *Cylindrosporium Filipendulae* Auf Spiräceen. Thüm., auf Blättern von *Spiraea Filipendula*.

b) *Ramularia Spiraeae* Peck., auf *Spiraea opulifolia* in Amerika.

c) *Cercospora Spiraeae* Thüm., daselbst in Österreich.

d) *Ramularia Ulmariae* Cooke, auf *Spiraea ulmaria*. Sporen cylindrisch, einzellig.

54. Auf Rosaceen. a) *Ramularia Tulasnei* Sacc., auf den Blättern der Erdbeeren (vergl. oben S. 312). Auf Rosaceen.

b) *Ramularia modesta* Sacc., auf *Fragaria indica* in Italien.

c) *Ramularia arvensis* Sacc., auf *Potentilla reptans* in Italien.

d) *Cercospora Rubi* Sacc., auf großen Blattrücken von *Rubus* kleine, dunkle Conidienbüschel bildend, mit stabförmigen, nach oben verdünnten, mehrfach septierten Sporen. In Oberitalien.

e) *Scolecotrichum bulbigerum* Fuckel, auf Blattrücken von *Poterium Sanguisorba*, wozu eine später sich entwickelnde Peritheciensfrucht, *Sphaerella pseudomaculiformis* Fuckel, gehören soll.

f) *Ramularia pusilla* Ung., und *Ramularia Schröteri* Kühn, auf *Alchemilla vulgaris*, mit einzelligen Sporen.

g) *Ovularia alpina* C. Mass., auf *Alchemilla alpina* in Italien.

h) *Bostrichonema modestum* Sacc., auf *Alchemilla alpina* in England mit geschlingelten Conidienträgern und zweizeiligen Sporen.

i) *Cercospora rosicola* Pass., auf *Rosa centifolia* etc.

k) *Ramularia Banksiana* Sacc., auf *Rosa Banksia* in Italien.

55. Auf Pomaceen. a) *Cercospora Ariae* Fuckel, auf gelben Blattrücken von *Sorbus Aria*, unterseits weiße Conidienträger bildend, mit spindelförmig-cylindrischen, gekrümmten, ein- bis dreifach septierten Sporen.

b) *Cercospora Mali* E. et E., auf Apfelblättern in Amerika.

c) *Cercospora tomenticola* Sacc., auf *Cydonia vulgaris* in Göttingen.

d) *Ovularia* (*Ramularia*) *necans* Pass., auf den Blättern von *Mespilus* und *Cydonia*: Sporen einzellig, kugelig, farblos, 0,0075 bis 0,012 mm lang. Nach Boronin wäre dieser Pilz der Conidienzustand des Discomyceten *Sclerotinia Mespili* (s. unten).

56. Auf Amygdalaceen. a) *Cercospora persica* Sacc. (*Cercospora persica* Sacc.), auf den Blättern von *Persica vulgaris*, unterseits weiße Conidienträgerbüschel bildend, mit cylindrischen, farblosen, 0,04 bis 0,05 mm langen Sporen. Auf Amygdalaceen.

b) *Cercospora circumscissa* Sacc., auf den Blättern der Zwetschen dunkle Büschel mit nadelförmigen, bräunlichen, 0,05 mm langen Sporen bildend.

c) *Cercospora rubrocincta* E. et E., und *consobrina* E. et E., auf Blättern von *Persica vulgaris*, in Amerika.

d) *Cercospora cerasella* Sacc., auf blaßbräunlichen, runden Blattrücken der Kirschbäume, mit braunen Conidienträgerbüscheln, auf welchen stabförmig-verkeilt keulenförmige, 0,04–0,06 mm lange, bräunliche Conidien abgeköpft werden.

e) *Cylindrosporium Pruni-Cerosi* C. Mass., auf Blättern von *Prunus Cerasus* in Italien.

f) *Ramularia lata* Sacc., auf *Prunus laurocerasus* in Frankreich.

g) *Cylindrosporium Padi Karst.*, soll in Amerika eine Entblätterung der Pflaumenbäume verursachen, gegen welche mit Erbsenbespritzung mit Vordelatter Brähe dreimal im Juli und August angewendet wurde<sup>1)</sup>.

Auf Leguminosen.

57. Auf Leguminosen. a) *Cercospora Meliloti Oud.*, auf trockenen, weißlichen Blattflecken des Steinklee bräunliche Conidienträgerbüschel bildend, mit stab- oder verkehrt keulenförmigen, durch ein oder mehrere Scheidewände septierten, farblosen, 0,023—0,065 mm langen Sporen.

b) *Cercospora Davisii Ell. et Ev.*, auf *Melilotus alba* in Amerika.

c) *Cercospora zebrina Passer.*, auf schwarzen, wie ein Querband von der Mittelrippe zum Blattrande laufenden Flecken von *Trifolium agrarium*, *medium* etc. Sporen sehr lang, mehrfach septiert.

d) *Cercospora helvola Sacc.*, auf *Medicago sativa* und *Trifolium alpestre*.

e) *Cercospora Medicaginis Ell. et Ev.*, auf *Medicago dentata* in Amerika.

f) *Ramularia Schulzeri Bäuml.*, auf *Lotus corniculatus* in Ungarn.

g) *Ramularia sphaeroidea Sacc.* (*Ovularia sphaeroidea Sacc.*), auf trockenen, braunen Blattflecken von *Lotus*, unterseits weiße Conidienträgerbüschel bildend, mit kugelförmigen, 0,008—0,01 mm großen, farblosen Sporen.

h) *Cercospora radiata Fuehl.*, auf braunen Blattflecken von *Anthyllis vulneraria*, schwarze Conidienträgerbüschel bildend, mit fast cylindrischen, 3- bis 5fach septierten, farblosen Sporen. *Cercospora brevipes Pens. et Sacc.*, ist wohl damit identisch.

i) *Cercospora zonata Winter*, große, braunrote, konzentrisch gezonte Blattflecke auf *Vicia Faba* bildend, welche oberseits kleine schwarze Pünktchen der Conidienträgerbüschel tragen mit cylindrisch-keulenförmigen, farblosen, mit 4 Scheidewänden versehenen, 0,04—0,065 mm langen Conidien. In Portugal beobachtet.

k) *Ramularia Viciae Frank* (*Ovularia fallax Sacc.?*), auf sich bräunenden Blattflecken von *Vicia tenuifolia*; Conidienträger bogig aufsteigend, einfach, oben durch einige Sporenansätze gekniet. Sporen fast kugelförmig, am Grunde mit Papille, einzellig. Bei Dresden von mir beobachtet.

l) *Cercospora Viciae Ell. et Harkn.*, auf *Vicia sativa* in Amerika.

m) *Cercospora Fabae Fautr.*, auf *Vicia Faba* in Frankreich. Sporen 0,06—0,11 mm lang, mit 7—9 Scheidewänden.

n) *Isariopsis carnea Oud.*, auf *Lathyrus pratensis* in Holland.

o) *Scolecotrichum deustum Fuehl.*, auf *Orobis tuberosus*. Identisch damit ist wohl *Ovularia deusta Sacc.*, auf *Lathyrus pratensis*.

p) *Cylindrosporium Glycyrrhizae Harkn.*, auf *Glycyrrhiza lepidota* in Amerika.

q) *Cercospora Coronillae C. Mass.*, auf *Coronilla Emerus* in Italien.

r) *Ramularia Galegae Sacc.*, auf *Galega officinalis* in Italien.

<sup>1)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten 11. 1892, pag. 352.

s) *Cercospora olivascens* Sacc., auf bräunlichen Blattsflecken von Phaseolus in Italien und Frankreich, graue Conidienträgerbüschel bildend; Conidien nabelförmig, 0,13–0,15 mm lang, farblos, mit 8–12 Querswänden.

t) *Isariopsis griseola* Sacc., auf braunen Blattsflecken von Phaseolus, welche unterseits kleine, bräune Näschen der lang stiel förmigen aus vielen Fäden bestehenden Conidienträger zeigen. An den oben abstehenden oder zurückgebogenen Fäden werden cylindrisch-spindelförmige, gekrümmte, 0,05–0,06 mm lange Conidien mit 1 bis 3 Querswänden gebildet. In Oberitalien beobachtet.

u) *Cercospora canescens* Ell. et Mart., auf Phaseolus in Nordamerika; Sporen 0,010–0,12 mm lang.

v) *Cercospora Phaseolorum* Cooke, auf Phaseolus in Nordamerika; Sporen 0,04–0,55 mm lang.

w) *Cercospora phaseolina* Speg., auf Phaseolus in Argentinien; Sporen 0,020–0,045 mm lang.

x) *Cylindrosporium Phaseoli* Rabenh., auf den Blättern von Phaseolus.

y) *Cercospora personata* Ell., auf Arachis hypogaea in Amerika.

z) *Cercospora Lupini* Peck., auf Lupinus diffusus in Amerika.

za) *Cercospora longispora* Peck., auf Lupinus in Amerika.

zb) *Cercospora filispora* Peck., auf Lupinus perennis in Amerika.

zc) *Cercospora condensata* Ell. et K., und *Cercospora olivacea* Ell., auf Gleditschia triacanthus in Amerika.

zd) *Cercospora simulata* Ell. et Ev., auf Cassia marylandica in Amerika.

58. Auf Ericaceen. a) *Ramularia Vaccinii* Peck., auf Vaccinium Auf Ericaceen. in Amerika.

b) *Ramularia multiplex* Peck., auf Vaccinium Oxycoccus in Amerika.

c) *Ramularia angustata* Peck., auf Azalea nudiflora in Amerika.

59. Auf Primulaceen. a) *Ramularia Lysimachiae* Thüm., auf Lysimachia thyrsiflora. Auf Primulaceen.

b) *Ovularia Corcellensis* Sacc. et Berl., auf Primula acaulis in der Schweiz.

c) *Ramularia Primulae* Thüm., auf Primula und Ovularia primulana Karst., auf Primula veris.

d) *Cercospora Primulae* Fautr., auf Primula elatior in Frankreich.

60. Auf Gentianaceen. *Cylindrospora evanida* Kühn, auf gelbbraun werdenden Blattsflecken der Gentiana asclepiadea, mit cylindrischen Sporen, zuerst von Kühn<sup>1)</sup> auf dem Riesengebirge, von mir auch in den bayerischen Alpen gefunden. Anfänge von Peritheciis erscheinen nach Kühn bald nach den Conidienträgern. Auf Gentianaceen.

60. Auf Oleaceen. a) *Ovularia Syringae* Berk., auf Syringa in England.

b) *Cercospora Lilacis* Sacc., auf Syringa vulgaris.

<sup>1)</sup> Rabenhöft, Fungi europaei, No. 2260.

- c) *Cercospora cladosporioides* Sacc., auf *Olea europaea* in Italien.
- d) *Scotocotrichum Fraxini* Pass., auf *Fraxinus Ornus* in Italien.
- e) *Cercospora Fraxini* Ell. et K., *texensis* Ell. et Gall., *fraxinea* E. et E., *fraxinites* E. et E. und *Cylindrosporium Fraxini* Ell. et Everh., *Cylindrosporium viridis* Ell. et E. und *Cylindrosporium minus* E. et K., auf *Fraxinus viridis* in Amerika.
- Auf Aëlepiadaceen. 62. Auf Aëlepiadaceen. *Cercospora Belyneckii* Sacc., auf *Cynanchum Vincetoxicum* in Italien und Belgien.
- Auf Apocynaceen. 63. Auf Apocynaceen. a) *Ramularia Vineae* Sacc., auf *Vinea major* in Italien.
- b) *Cercospora neriella* Sacc., auf *Nerium Oleander* in Italien.
- Auf Solanaceen. 64. Auf Solanaceen. a) *Cercospora concors* Sacc. Auf lebenden Kartoffelblättern (s. Caspary<sup>1)</sup>) im Sommer 1855 bei Berlin einen Pilz, den er *Fusisporium concors* Casp. genannt hat, der aber nach der gegebenen Beschreibung und Abbildung zu den Pilzen dieser Gruppe gehört, da er die für diese charakteristischen, aus den Spaltöffnungen tretenden Büschel von Conidienträgern zeigt; auch wird von ihm ein endophytes Mycelium angegeben. Die Conidien sind schwach keulenförmig, mit drei Querswänden versehen, farblos, 0,035–0,045 mm lang.
- b) *Cercospora solanicola* Ath., auf kleinen, schwarzgefärbten Stielen der Kartoffelblätter in Nordamerika. Sporen 0,1–0,23 mm lang, mit 10–30 Scheidewänden.
- c) *Cercospora crassa* Sacc., auf *Datura Stramonium*; Conidienträger braun, Sporen lang, fadenförmig zugespitzt, 2- oder 3 fach septiert, braun. — *Cercospora Daturae* Peck., auf derselben Pflanze in Amerika.
- d) *Cercospora Dulcamarae* Peck., auf *Solanum Dulcamara* in Amerika.
- e) *Cercospora Solani* Thüm., auf *Solanum nigrum*.
- f) *Cercospora nigrescens* Wint., auf *Solanum nigrum* in Portugal.
- g) *Cercospora solanacea* Sacc. et Berl., auf *Solanum verbascifolium* in Australien.
- Auf Polemoniaceen. 65. Auf Polemoniaceen. *Cercospora Omphalodes* Ell. et Holw., auf *Phlox divaricata* in Amerika.
- Auf Plantaginaceen. 66. Auf Plantaginaceen. a) *Cercospora pantolenca* Sacc., auf *Plantago lanceolata* und *major* in Italien, in der Schweiz und Frankreich.
- b) *Ramularia plantaginea* Sacc. et Berl., auf *Plantago lanceolata* bei Rouen.
- c) *Cercospora Plantaginis* Sacc., auf *Plantago*-Arten in Italien.
- d) *Cylindrosporium rhabdosporium* Berk. et Br., auf Blättern von *Plantago* in England.
- Auf Scrofulariaceen. 67. Auf Scrofulariaceen. a) *Ramularia Veronicae* Fiedl., auf *Veronica hederifolia*, mit einzelligen Sporen.
- b) *Cylindrospora nivea* Ung., mit schneeweißen Sporenhäufchen auf *Veronica Beccabunga*.

<sup>1)</sup> Monatsber. d. Berliner Akad. 1855, pag. 314, Fig. 19–20.

c) *Stysanus Veronicae* Pass., ebenfalls auf kranken Blättern in *Veronica longifolia*. Über diese Conidienform vergl. oben S. 344.

d) *Ramularia Veronicae* Fautr., auf *Veronica hederacifolia* in Frankreich.

e) *Ramularia Beccabungae* Fautr., auf *Veronica Beccabunga* in Frankreich.

f) *Ramularia variabilis* Fuckel, auf *Verbascum* und *Digitalis*.

g) *Ovularia duplex* Sacc., und *Ovularia carneola* Sacc., auf *Scrofularia nodosa* in Frankreich.

h) *Ramularia Scrofulariae* Fautr. et Roum., auf *Scrofularia aquatica* in Frankreich.

i) *Cylindrosporium Scrofulariae* Ell. et Everh., auf *Scrofularia* in Amerika.

k) *Cercospora Pentstemonis* Ell. et K., auf *Pentstemon* in Amerika.

l) *Ovularia Bartsiae* Rostr. (*Ramularia Bartsiae* Johans.), auf der Blattunterseite von *Bartsia alpina* in Norwegen und Island, mit länglichen, 0,015–0,020 mm langen Conidien.

m) *Ramularia obducens* Thüm., auf *Pedicularis palustris* in der Schweiz.

n) *Cercospora Catalpae* Wint., auf *Catalpa bignonioides* in Amerika.

68. Auf Labiaten. a) *Ramularia Lamii* Fuckel, auf *Lamium* Auf Labiaten. amplexicaule, mit einzelligen Sporen.

b) *Ramularia lamiicola* C. Mass., auf *Lamium album* in Italien.

c) *Ramularia Ballotae* C. Mass., auf *Ballota nigra* in Italien.

d) *Ovularia Betonicae* C. Mass., auf *Betonica Alopeceurus* in Italien.

e) *Ramularia Marrubii* C. Mass., auf *Marrubium vulgare* in Italien.

f) *Ramularia ovata* Fuckel, auf *Salvia pratensis*, mit eiförmigen einzelligen Sporen.

g) *Ramularia Menthae* Thüm., auf *Mentha arvensis* bei Orenburg.

h) *Ramularia menthicola* Sacc., auf *Mentha silvestris* in Italien.

i) *Ramularia Stachydis* C. Mass., auf *Stachys annua* in Italien.

k) *Ramularia Harioti* Sacc., auf *Prunella vulgaris* in Frankreich.

l) *Ramularia microspora* Thüm., auf *Teucrium Chamaedrys*.

m) *Ramularia Leonuri* Sacc., auf *Leonurus Cardiaca*.

n) *Ramularia Ajugae* Sacc., auf *Ajuga reptans*.

69. Auf Boraginaceen. a) *Ramularia calcea* Ces., auf braunen Blättern von *Symphytum officinale*. Sporen eiförmig, mehrzellig. Auf Boraginaceen.

b) *Ovularia Asperifolii* Sacc., und *farinosa* Sacc., auf *Symphytum* und *Cynoglossum*.

c) *Ramularia cylindroides* Sacc., auf *Pulmonaria officinalis*.

70. Auf Rubiaceen. a) *Cercospora Cephalanthi* Ell. et K., auf *Cephalanthus occidentalis* in Amerika.

b) *Cercospora Galii* Ell. et Hekv., auf *Galium Aparine* in Amerika.

c) *Ramularia Göldiana* Sacc., auf Blättern und Zweigen des Kaffeebaumes in Brasilien.

d) *Cercospora coffeicola* B. et C., auf Blättern des Kaffeebaumes in Guatemala und Jamaica.

e) *Cercospora Cinchonae* E. et E., auf kultivierter Cinchona in Nordamerika.

Auf  
Caprifoliaceen.

71. Auf Caprifoliaceen. a) *Cercospora depazeoides* Sacc. (*Passalora penicillata* Ces., *Exosporium depazeoides* Desm.), auf weißlichen Blattpflecken von *Sambucus nigra*, welche auf der Oberseite durch die dunklen Bündel der Conidienträger schwarz punktiert sind. Diese sind schlang, fast pinselförmig. Sporen fast fadenförmig, mit 3–6 Scheidewänden, farblos.

b) *Cercospora penicillata* Fückel, auf *Viburnum Opulus*, der vorigen sehr ähnlich.

c) *Ramularia sambucina* Sacc., auf *Sambucus nigra* und canadensis.

d) *Cercospora tineae* Sacc., auf *Viburnum Tinus* in Stalien.

e) *Ramularia Adoxae* Karst. (*Fusidium Adoxae* Rabenh.), auf Blättern von *Adoxa moschatellina*, mit cylindrischen Sporen, daher wohl eine *Cylindrospora*; von Fückel gemeinschaftlich mit *Pyreniden* (*Septoria*-form) gefunden.

f) *Cercospora varia* Peck., auf *Viburnum* in Amerika.

g) *Ramularia Diervillae* Peck., auf *Diervilla* in Amerika. *Ramularia Weigeliae* Speg. auf *Weigellia rosea* in Stalien.

h) *Cercospora Antipus* Ell. et Harkn., auf *Lonicera flava* in Amerika.

i) *Cercospora Symphoricarpi* Ell. et Ev., auf *Symphoricarpus* in Nordamerika.

Auf  
Campanulaceen.

72. Auf Campanulaceen. a) *Ramularia macrospora* Fre. auf großen, hellbraunen Blattpflecken von *Campanula*-Arten; Sporen eiförmig bis länglich, ein- oder zweizellig.

b) *Cercospora Phytenomatis* Frank, auf schwarzen, in der Mitte weißen Blattpflecken von *Phyteuma spicatum*, unterseits die weißen Conidienträgerbüschel, mit linealischen, meist 2- bis 3fach septierten, farblosen Sporen.

c) *Scolecotrichum ochraceum* Fückel (*Bostrichonema ochraceum* Sacc.), auf *Phyteuma nigrum*, mit geschlängelten Conidienträgern und zweizelligen Sporen.

d) *Ramularia Prismatocarpus* Oud., auf *Prismatocarpus Speculum* in Holland.

Auf  
Lobeliaceen.

73. Auf Lobeliaceen. *Cercospora ochracea* Sacc. et Mall., auf *Lobelia urens* in Frankreich.

Auf  
Cucurbitaceen.

74. Auf Cucurbitaceen. a) *Cercospora Elaterii* Passer., auf runden, trockenen Blattpflecken von *Ecballium Elaterium*, die oberseits die schwarzen Räschen der Conidienträger zeigen. Sporen farblos, mit wenigen Scheidewänden.

b) *Scolecotrichum melophthorum* Prill. et Delacr., auf braunen, vertieften Flecken auf Stengeln und Früchten der Melonen in französischen Gärten, wo die Krankheit „La Nulle“ heißt und nach Prillieux und Delacroix<sup>1)</sup> von dem vorgenannten Pilze begleitet wird, der einen ockerbraunen Überzug bildet und sich auch künstlich auf verschiedenen Weiden kultivieren ließ. Sporen länglich eiförmig, ein- oder zweizellig, 0,010 mm lang.

<sup>1)</sup> Bull. Soc. Mycol. de France VII. 1891, pag. 218.

c) *Ramularia Bryoniae* Fautr. et Roum., auf *Bryonia dioeca* in Frankreich.

75. Auf Valerianaceen. a) *Ramularia Centranthi* Brum., auf *Centranthus ruber* in Frankreich.

b) *Ramularia Valerianae* Sacc., auf *Valeriana* in Italien.

76) Auf Dipsaceen. a) *Cercospora elongata* Peck., auf *Dipsacus silvestris* in Amerika.

b) *Ramularia Succisae* Sacc., auf *Knautia silvatica* in Italien.

c) *Ramularia silvestris* Sacc., auf *Dipsacus silvestris* in Frankreich.

77. Auf Compositen. a) *Ramularia filaris* Pres., auf *Senecio nemorensis*, *Hieracium pilosella* und *Adenostyles*. Conidienträger nach oben oft in dünnere Fortsätze auswachsend; Sporen länglich oder fast cylindrisch, meist zweizellig.

b) *Ramularia pruinosa* Speg., auf *Senecio Jacobaea*.

c) *Ramularia Senecionis* Sacc., auf *Senecio vulgaris*.

d) *Cercospora Jacquiniana* Thüm., auf *Senecio Jacquiniana* in Graubünden.

e) *Cercospora ferruginea* Fuckel, auf misfarbigen Flecken von *Artemisia vulgaris*, die unterseits durch den Pilz rotbraun gefärbt sind. Die Fäden der Conidienträger sind sehr lang, etwas ästig, braun, die Conidien verlängert-keulenförmig, mit mehreren Scheidewänden, braun.

f) *Cercospora cana* Sacc. (*Cercosporella cana* Sacc.), auf braun sich färbenden Blättern von *Erigeron canadensis*, die meist auf der ganzen Unterseite durch die farblosen Conidienträger weißlich erscheinen. Die Fäden ziemlich kurz, oben durch die Sporenanhänge höckerig; Sporen fast cylindrisch, mit 3—4 Scheidewänden, farblos.

g) *Ovularia Doronici* Sacc., auf *Doronicum Pardalianches* in Frankreich.

h) *Ovularia Inulae* Sacc., auf *Inula dysenterica* in Italien und Frankreich.

i) *Ramularia Virgaureae* Thüm., auf *Solidago virgaurea*, mit einzelligen Sporen.

k) *Cercospora fulvescens* Sacc., auf kleinen Blattflecken der *Solidago virgaurea*.

l) *Ramularia Bellidis* Sacc., auf *Bellis perennis* in Italien.

m) *Ramularia Bellunensis* Speg., auf *Chrysanthemum Parthenium* in Italien.

n) *Cercospora Calendulae* Sacc., runde, graue, braungefäunte Flecke auf *Calendula officinalis* bildend. Fäden der Conidienträger blasförmig, Sporen verkehrt keulen- oder stabförmig, 3- bis 5-fach septiert, farblos.

o) *Cercosporella septorioides* Sacc., auf *Adenostyles albifrons*.

p) *Ramularia cervina* Speg., auf *Homogyne alpina* in Italien.

q) *Cercospora Carlinae* Sacc., auf *Carlina vulgaris* in Italien.

r) *Ramularia Cardui* Karst., auf *Carduus crispus* in Zimland.

s) *Ramularia Vossiana* Thüm., auf *Cirsium oleraceum*, mit einzelligen Sporen.

t) *Ramularia melaena* Fuckel, auf *Cirsium heterophyllum*, mit zweizelligen Sporen.



- u) *Cercosporella Triboutiana* Sacc. et *Letend.*, auf *Centaurea nigrescens*.
- v) *Ovularia Serratulae* Sacc., auf *Serratula tinctoria* in Italien.
- w) *Ramularia Cynarae* Sacc., auf *Cynara scolymus* in Frankreich.
- x) *Ramularia Lampsanae* Sacc., auf *Lampsana communis*.
- y) *Ramularia Taraxaci* Karst., auf *Taraxacum officinale*.
- z) *Ramularia Thrinacia* Sacc. et *Berl.*, auf *Thrinaca* bei Rouen.
- za) *Ramularia Sonchi oleracei* *Fautr.*, auf *Sonchus oleraceus* in Frankreich.
- zb) *Ramularia Picridis* *Faut. et Roum.*, auf *Picris* in Frankreich.

Pyrenomyces  
in Conidien-  
fruktifikation in  
Form eines  
Stroma.

**E. Pyrenomyces**, welche nur in der Conidienfruktifikation bekannt sind von der Form eines kleinen, meist lager- oder polsterförmigen, festener stiel förmigen Stroma's, welches aus der Oberfläche der Pflanzenteile hervorstößt.

Verschiedenartige Pilze, von denen man noch keine andre Fruktifikation als eine Conidienbildung von der in der Überschrift charakterisierten Beschaffenheit kennt, und die man vermuthungsweise auch für Angehörige von Pyrenomyces betrachtet, sind als Parasiten hier aufzuführen. Es stehen hier, wenn auch verwandte, doch immerhin ziemlich ungleichartige Formen beisammen, die wenigstens darin übereinstimmen, daß sie ein frei über die Oberfläche des Pflanzenteiles hervortretendes Conidien-Stroma besitzen, welches keine Beziehungen zu den Spaltöffnungen zeigt. Ihr Mycelium ist endophyt, tritt aber bei manchen Arten auch an die Oberfläche des Pflanzenteiles hervor. Ebenjowenig einheitlich ist der pathologische Charakter dieser Parasiten, da sie auf den verschiedensten Pflanzenteilen nund unter mannigfaltigen Symptomen auftreten.

### I. Mastigosporium Riess.

**Mastigosporium.** Zahlreiche sehr kurze, dicke, farblose, conidientragende Fäden stehen an der Oberfläche des Pflanzenteiles beisammen und tragen je eine elliptische, mit 3—5 Querwandbänden versehene Spore, die an der Spitze ein feines, fadenförmiges Anhängsel besitzt; kleine weiße Häufchen bildend.

**Mastigosporium album Riess.** Auf den Blättern und Blattstängeln von *Alopecurus pratensis* und *agrestis* finden sich nicht selten schwarzbraune, in die Länge gezogene Flecke, die bisweilen noch von einem mehr oder weniger deutlichen vergelbten Hofe umgeben sind und oft auf ihrer etwas bleicheren Mitte eine weiße, strichförmige Stelle haben. Der Fleck hat auf beiden Blattseiten dieselbe Beschaffenheit. Das weiße Häufchen besteht aus den Sporen des genannten Pilzes. Diese sind länglich, farblos, 0,045—0,05 mm lang, mit 3—4 Querwänden und am Scheitel mit 1, 2 oder 3 borstenförmigen Anhängen versehen, welche die Länge der Spore erreichen können. Jede Spore sitzt an der Oberfläche des Blattes auf einem kurzen, dicken, farblosen

Stielchen, welches von den Myceliumfäden entspringt, die nicht nur auf der Oberfläche der Epidermis wachsen, sondern auch durch dieselbe ins Innere des Blattes zu verfolgen sind. Das Gewebe ist hier in der ganzen Dicke des Blattes gebräunt, infolge der Wirkung des Parasiten. Im höheren Gebirge fand ich den Pilz feltamerweise ohne den Vorstienanhang, sowohl im höchsten Teile des Erzgebirges an *Alopecurus pratensis*, als auch auf dem Broden an *Calamagrostis Halleriana*, wo er eben solche Flecke erzeugt. Ob dies ein spezifischer Unterschied ist, kann ich nicht sagen; eine sonstige Abweichung besteht nicht.

## II. *Fusisporium* Link.

Das conidientragende Stroma ist ein kleines, hellrotes Polster, *Fusisporium*, welches aus der Oberfläche der Pflanzenteile hervorbricht und aus verzweigten, verzweigten Fäden zusammengefaßt ist, die auf den ungleich hohen Spitzen ihrer Zweige je eine spindelförmige, meist etwas gekrümmte, mit Querscheibewänden versehene Conidie abspinnen. Die meisten dieser Pilzformen sind Saprophyten und bleiben hier abgeschlossen.

1. *Fusisporium anthophilum* A. Br., von M. Braun<sup>1)</sup> auf den Auf *Succisa*. Blüten von *Succisa pratensis* bei Berchtesgaden gefunden, wo die licht-orangeroten Polsterchen aus den Lappen der Blumenkrone und aus den Staubbeuteln hervorbrechen. Im Innern dieser Teile befindet sich das Mycelium. Die Folge ist, daß die Blumenkrone sich nicht entfaltet und nicht abgeworfen wird, die Staubbeutel in der Blumenkrone verfaulen bleiben und schlecht entwickelten Pollen enthalten.

2. *Fusisporium Zavianum* Sacc., nach F. v. Thümen's<sup>2)</sup> Auf *Weinstock*. Angaben von Saccardo in Venedig am Weinstock gefunden, wo der Pilz auf bräunlichroten Flecken der Stengel, Blätter, Blütenstiele und Ranken erst weißliche, faserige, dann sich hellrota färbende Überzüge bildet. Die spindelförmigen, gekrümmten Conidien sind 0,03—0,04 mm lang. Aus den Angaben ist nichts über die Ansiedelung des Pilzes an der Wirtspflanze zu entnehmen. Auch liegt kein Beweis dafür vor, daß der Pilz die Ursache des Absterbens der Teile ist.

## III. *Fusarium* Link, *Phleospora* Wallr. und *Endoconidium* Prüll. et Delacr.

Das flache oder etwas konvexe, meist weiße oder hellrötliche Stroma *Fusarium*, *Phleospora*, *Endoconidium* ist nicht von fädiger, sondern von zellgewebeartiger, parenchymatischer Struktur und dicht mit conidientragenden Fäden besetzt, die bei *Fusarium* auf ihren Enden spindelförmige, oft etwas gekrümmte, mit Querscheibewänden versehene Conidien abspinnen. Der Unterschied von der vorigen Form ist kein scharfer. Die Abweichungen von *Endoconidium* sind im Nachfolgenden erwähnt. Viele hier nicht erwähnte Arten dieser Pilzformen sind Saprophyten.

<sup>1)</sup> Rabenhorst, Fungi europ. No. 1964.

<sup>2)</sup> Pilze des Weinstocks, pag. 25.

Auf Getreide-  
ähren.

1. *Fusarium heterosporum* Nees. An den Ähren aller Getreidearten und auf manchen Gräsern treten, besonders wenn Regen längere Zeit die reisenden Halme auf dem Felde trifft, rosarote Polsterchen an den Spelzen auf, wobei gewöhnlich auch die Körner mangelhaft ausgebildet sind. Die Sporen sind verschiedengefaltet, anfangs fast kugelig, reif spindelförmig mit 3–5 Querswänden, 0,030–0,05 mm lang. Der Pilz ist wohl nicht parasitär, sondern saprophyt auf schon abgestorbenen Teilen; mit Vorliebe siedelt er sich auf den mit Mutterform behafteten Blüten und auf Mutterformen selbst an. Es werden übrigens noch gewisse Formen beschrieben, welche von diesem Pilze etwas abzuweichen scheinen; nämlich *Fusarium miniatum* Sacc. (*Fusarium miniatum* Prill. et Delacr.), auf Roggenkörnern, wo die Sporen 0,019–0,022 mm lang und ebenfalls mit Scheidewänden versehen sind, *Fusarium Triticum Erika* auf Weizenspelzen, wo die Sporen 0,012–0,020 mm lang und durch 1 bis 2 Scheidewände geteilt sind, und *Fusarium Schribauxii* Delacr. auf Weizenkörnern mit 0,035–0,040 mm langen, 4fach septiertem Sporen. Nach Woronin<sup>1)</sup> tritt im Ussurienlande fast alljährlich die Erscheinung des Taumelgetreides auf, wobei die Körner und das daraus bereite Brot herausstehende Eigenschaften bekommen. Es soll hauptsächlich dadurch entstehen, daß die Garben lange auf den Feldern liegen gelassen werden, und unter den vielen Pilzen, welche Woronin auf solchen Körnern auffand (S. 295), war der Eingangsgenannte der häufigste. Prillieur<sup>2)</sup> berichtet über Taumelroggen, der 1890 in einigen Orten des Departements Dordogne beobachtet wurde, nach dessen Genuße sämtliche Personen von Mäßigkeit und Unwohlsein ergriffen wurden, ebenso Haustiere erkrankten. Dabei wurden die von Woronin angegebenen Pilze nicht gefunden; aber in der Ackerkräuterflora war ein Mycelium vorhanden, welches bei Kultur auf feuchter Unterlage Fruchtträger lieferte, die der Gattung *Dendrodochium* Bon. entsprachen, jedoch dadurch unterschieden waren, daß die Sporen im Innern der Spindelzelle gebildet und aus diesen entleert wurden; Prillieur nennt deshalb diesen Pilz *Endoconidium temulentum*. Die dazugehörige Ascosporenform stellt kleine, gelblichrote Apothecien dar und wird *Phiala temulenta* genannt.

Auf Narcissus.

2. *Fusarium bulbigenum* Cooke et Mass., auf kranken Zwiebeln von Narcissus in England.

Auf Runkelrüben.

3. *Fusarium Betae* Rabenh.<sup>4)</sup>, bildet auf zahlreichen, kleinen, misfarbigen, rotgeräumten Flecken der Runkelrübenblätter dunkle Polsterchen von kurzen sporenabstürzenden Häuten mit sehr langen stabförmigen oder sehr fecht fadenförmigen, farblosen Sporen mit mehreren Querscheidewänden. Die Krankheit hat Ähnlichkeit mit *Cercospora beticola* Sacc. (S. 344), doch ist der Pilz keine *Cercospora*, da die Polster nicht aus den Spaltöffnungen, sondern oft neben einer solchen aus der Epidermis hervorbrechen, wie ich schon in der ersten Auflage dieses Buches S. 601 geltend machte. Saccardo<sup>5)</sup>

<sup>1)</sup> Botan. Centralbl. 1891, pag. 299.

<sup>2)</sup> Bot. Zeitg. 1891, No. 6. — Vergl. auch Sorokin, refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 236.

<sup>3)</sup> Compt. rend. 1891, pag. 894, und Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 110.

<sup>4)</sup> Rabenhorst, Fungi europ., Nr. 69.

<sup>5)</sup> Sylloge Fungorum X, pag. 637.

muß, dies nicht verstanden haben, denn er citirt den Pilz jetzt als *Ceroospora Betae* Frank, welchen Namen ich demselben eben gerade nicht gegeben habe.

4. *Fusarium Mori* Lév. (*Septoria Mori* Lév., *Fusarium maculans* Hiedentrunkheit Birng., *Phleospora Mori* Sacc.), erzeugt die Hiedentrunkheit der Maulbeerblätter, welche seit ungefähr 1846 in Deutschland, Frankreich und Italien, zuerst nur an Sämlingen und zweijährigen Pflanzen, später auch an den kräftigsten Bäumen auftrat. Sie zeigt sich anfangs in lichtgelbroten Flecken, die allmählich schmutzigbraun werden und sich vergrößern, worauf das Blatt vertrocknet. Die kranken Blätter sind zwar den Seidenraupen nicht schädlich, aber die Bäume leiden durch die Krankheit bedeutend. Schon G. v. Mohl<sup>1)</sup> zeigte, daß bei dieser Hiedentrunkheit die Myceliumfäden des Pilzes in den Interzellulargängen des Mesophylls der kranken Blätter wachsen und daß die Bildung der Pilzfrüchte unter der Epidermis durch Zusammentreten zahlreicher Fäden geschieht. Diese Früchte treten sowohl auf der Ober- wie Unterseite des Blattes in Form kleiner Büscheln durch die Epidermis. Dieselben sind nun aber keine kapselförmigen Perithezien, so daß der übliche Name *Septoria* für den Pilz nicht zutrifft, sondern sie stellen ein parenchymatisches, flaches braunes Stroma dar, welches von der durchbrochen werdenden Epidermis weit felsartig umgeben ist; auf der Oberfläche des Stromas werden in Schleim eingebettet die zahlreichen, cylindrischen, gekrümmten, 0,05 mm langen, mit 3 oder mehr Querswänden versehenen Sporen gebildet. Saccardo hat darum den Pilz in *Phleospora* umgetauft; indes dürfte der Name *Fusarium* angeeignet sein, da der Pilz mit der Diagnose dieser Conidienform übereinstimmt und ein neuer Name überflüssig erscheint. Eine Form, welche man als *Septoria moricola* Pass. (*Phleospora moricola* Sacc.), untergeordnet hat, weil die Blattflecke im Herbst auftreten, keine rötliche Farbe zeigen und die Sporen viele Scheidewände haben sollen, dürfte wohl kaum als selbständige Species gelten können. Fückel<sup>2)</sup> hält die an abgefallenen Maulbeerblättern im Winter sich erzeugenden Perithezien der *Sphaerella Mori* Fückel für Organe dieses Pilzes; doch ist dafür bis jetzt ein Beweis nicht beigebracht.

5. *Fusarium Celtidis* Ell. et Tracy., auf *Celtis occidentalis* in Missouri; Conidien fünffächerig, 0,04—0,06 mm lang. Auf *Celtis*.

6. *Phleospora Aceris* Sacc. (*Septoria Aceris* Lib.), auf den Blättern von *Acer campestre*, *platanoides* und *Pseudoplatanus*. Auf *Acer*.

7. *Phleospora Aesculi* Cooke, auf den Blättern von *Castanea vesca* in England. Auf *Castanea*.

8. *Fusisporium Ricini* Birng., auf den Stengeln von *Ricinus communis*, welche dadurch beschädigt werden sollen, in Italien. Auf *Ricinus*.

9. *Phleospora Oxyacanthae* Wallr. (*Septoria Oxyacanthae* Kze.), auf Blättern von *Crataegus*. Auf *Crataegus*.

10. *Phleospora Trifolii* Cavara, auf den Blättern von *Trifolium repens* in Italien. Auf *Trifolium*.

11. *Fusarium Myosotidis* Cooke, auf Blättern von *Myosotis* in England. Auf *Myosotis*.

12. *Fusarium pestis* Sorauer. Eine in Deutschland nicht seltene Krankheit der Kartoffelpflanze, die man als Stengel säule oder Schwarzkrankheit der Kartoffel.

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1854, pag. 761.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 105.

keimigkeit bezeichnet hat, zeigt sich darin, daß zur Zeit, wo das Kraut erwachsen oder auch noch nicht vollständig erwachsen ist, zwischen den gesunden Pflanzen in mehr oder weniger großer Anzahl einzelne Stauden als krank auffallen, indem die Blätter sämtlich von unten her im ganzen gelb und schlaff werden und vertrocknen, worauf allmählich die Stengel sich umweigen. Dicht über der Bodenoberfläche findet man eine Stelle des Stengels geschwärzt, erweicht und getötet, und diese Stelle ist die Veranlassung des Absterbens des ganzen Stengels. Die Ursache der Erkrankung dieser Stengelpartie ist, wie Sorauer<sup>1)</sup> zuerst angegeben hat, eine Verpilzung des Gewebes, namentlich des Rinde- und Markparenchyms, wobei oft der Pilz an der Oberfläche in Form von freibeweißen Kläschen fruchtifiziert, welche aus dem mit obigem Namen bezeichneten *Fusarium-Conidienstroma* bestehen. Später tritt dieselbe Krankheitserscheinung oft auch an den Stielen der kranken Stauden ein. Die neuen Knollen pflanzen dabei gesund zu sein, bleiben jedoch infolge der Verderbnis des Krautes in der Entwicklung zurück. Die Wurzeln der kranken Stauden sind anfangs gesund, sterben aber später offenbar infolge der zunehmenden Stengelfäule ab. Ganz dieselbe Krankheitserscheinung kann übrigens auch durch die Made der Monnfiege hervorgerufen werden; man findet dann in dem geschwärzten faulen Stengelrunde die Fraßhöhle dieses Insektes als Ursache. Es ist noch nicht bekannt, ob eine Übertragung dieses Pilzes durch die Saatknoten anzunehmen ist. Thatsächlich zeigt sich die Krankheit oft in gewissen Sorten häufig, während daneben stehende andre Sorten unverfehrt bleiben. Auch in Belgien ist die Krankheit im Jahre 1891 mehrfach aufgetreten<sup>2)</sup>.

Auf Uredineen.

13. Mehrere uredineenbewohnende *Fusarien* wurden von Z. Müller<sup>3)</sup> auf *Rosa* und *Rubus*-Blättern in den *Phragmidium*-Gäusen (S. 174) gefunden, nämlich *Fusarium spermogoniopsis* F. Müll. auf *Rubus fruticosus*, *Fusarium uredinicola* F. Müll., auf Blättern und Stämmen der Rosen, Himbeeren und Brombeeren in den daselbst auftretenden Uredineen, jedoch auch auf rostoffreien Stellen.

#### IV. *Monilia Pers.*

*Monilia.*

Aus der Epidermis des befallenen Pflanzenteiles treten runde, konvexe, hellfarbige Polsterchen, welche aus wiederholt büschelförmig verzweigten aufrechten Fäden bestehen, auf denen die einzelligen ovalen, Conidien fettenförmig abgegliedert werden, und zwar so, daß die Conidienketten an ihrer Spitze weiter sprossen, indem immer aus den obersten Conidien die nächst jüngere hervorprospriert, wie auch durch seitliche Sprossung aus älteren Conidien die Ketten sich verzweigen können.

Schimmel des Obstes.

*Monilia fructigena Pers.* (*Oidium fructigenum* Schm. et Kz., *Oospora fructigena* Wallr., *Torula fructigena Pers.*). Schimmel des Obstes. Auf Pflaumen, Kirichen, Aprikosen, Pflirsichen, Äpfeln und Birnen

<sup>1)</sup> Österr. landw. Wochenbl. 1888, Nr. 33.

<sup>2)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 353.

<sup>3)</sup> Die Rostpilze der *Rosa*- und *Rubus*-Arten. Landw. Jahrb. XV. 1886, pag. 745.

bildet sich im Sommer bisweilen ein weißlicher oder gelblich-ashgrauer, staubiger Schimmel, welcher in rundlichen, konvergen Polstern von oben beschriebener Beschaffenheit durch die Schale hervorbricht. Die Sporen sind 0,025 mm lang. Gewöhnlich trifft man diesen Schimmel auf reifen Früchten, sowohl auf abgefallenen, als auch auf noch hängenden; und die letzteren bleiben dann oft den ganzen Winter und sogar bis zum Frühjahr vertrocknet auf dem Baume. Während man früher annahm, daß der Pilz nur an reifen, auf dem Boden liegenden Früchten vorkomme, hat F. von Thünen<sup>1)</sup> angegeben, daß er schon auf halbreifen, noch hängendem Obst auftritt. Hallier<sup>2)</sup> bestätigte dies; nach ihm kriechen die Mycelfäden teils auf der Oberfläche, teils brechen sie aus dem Innern hervor. Die Pflaumen werden meistens unter dem Einfluß des das Fruchtfleisch durchziehenden Myceliums weichlich, misfarbig und bedecken sich dann mit den sporenhagenden Polstern. Die Conidien sah Hallier in Nährstofflösung keimen und auf Pflaumen ausgesetzt, Keimschläuche entwickeln, welche die Fruchtschale überspinnen; letztere bekommt infolgedessen Risse, durch welche das Mycelium eindringt, wobei es zwischen den Zellen des Fruchtfleisches hinwächst. Nach einer Notiz Sorauer's<sup>3)</sup> hat der Pilz neuerlich in Hofheim die Kirschenente dadurch bedeutend geschädigt, daß das Mycelium die Blütenstiele, Kelche und jungen Fruchtnoten befiel und verbarb, auch bisweilen bis in den Zweig hinabbrang, meist unter Auftreten von Gummosis. Am meisten wurden Schattenmorellen befallen. Aber diese Thatsachen dürfen immer noch kein hinreichender Grund sein, den Pilz zu den Parasiten zu rechnen. Ich fand ihn auch bereits im Frühling auf Kirschbäumen und zwar sehr häufig fruktifizierend an Blütenstielen und Blättern, welche durch einen Frost getödtet worden waren, also wohl ebenfalls sekundär, selbst in die ein- und wenigjährigen Zweige ließ sich hier sein Mycelium manchmal in der Rinde verfolgen; jedoch nur da, wo durch die Frostwirkung Rinde und Cambium gebräunt und tot waren. Häufig war daselbst Gummifluß eingetreten. Die Conidien des Pilzes sah ich in Pflaumendecoct zu kleinen Mycelien sich entwickeln, welche hier bald wieder Conidenträgerbüschel mit Conidentetten, jedoch in viel kleinerer Conidienform erzeugten. Auf lebende Blüten- und Blattstiele des Kirschbaums ausgesetzte Sporen sah ich zu langen Keimschläuchen auskeimen, welche jedoch nur auf der Oberfläche der Epidermis hinwuchsen, ein Eindringen in dieselben nicht erkennen ließen. F. v. Thünen erwähnt, daß die vom Pilze befallenen Früchte, wenigstens Äpfel und Birnen, der Fäulnis länger widerstehen als die gleichzeitig mit ihnen auf dem Boden liegenden gesunden, und daß an Früchten, die nur stellenweise befallen sind, die verpilzten Stellen sich länger fest erhalten als die pilzfreien. Hallier hat wohl die richtige Erklärung hierfür gegeben, daß nämlich der Fruchtschimmel neben sich keine Gese- und ähnlichen Bildungen auskommen läßt, die an den andern Stellen die Frucht rasch in Fäulnis versetzen. Erwin Smith<sup>4)</sup>, welcher neuerdings über das Auf-

<sup>1)</sup> Öster. landw. Wochenbl. 1875, Nr. 41, und Fungi pomicoli, pag. 22.

<sup>2)</sup> Wiener Obst- und Gartenztg. 1876, pag. 117.

<sup>3)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 183, und Jahresb. des Sonderausschusses f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1891, pag. 212.

<sup>4)</sup> Peach root and peach blight. Journ. of Mycology. Washington 1889. V., pag. 120.

treten des Pilzes auf Pfirsichen in den großen Pfirsichdistrikten zwischen Chesapeake und Delaware Bay in Nordamerika berichtet, wo stellenweise die ganze Ernte dadurch vernichtet wurde, beobachtete, daß die Infektion schon im Frühjahr an den noch ganz kleinen Früchten durch hängen gebliebene vorjährige Früchte eintrat, und daß das Mycel auch in die Zweige hinabstieg. Besonders trat der Schimmel auf den reifen Früchten auf, sowohl an noch hängenden als auch an den als gesund gepflückten auf dem Transporte. Der Pilz ließ sich auch auf andre Obstfrüchte überimpfen. Jedenfalls ist das allgemeine und sorgfältige Einsammeln und Vernichten aller kranken Früchte angezeigt.

### V. *Microstroma Niessl.*

- Microstroma.** In flachen Näschen dicht beisammenstehende, sehr kurze, aufrechte Fäden gliedern an der Spitze einzellige, ovale, farblose Conidien ab.
- Auf Eiche.** 1. *Microstroma album* Sacc. (*Microstroma quercinum* Niessl., *Fusisporium album* Desm.), bildet weiße Häufchen auf der Unterseite der Eichenblätter.
- Auf Nußbaum.** 2. *Microstroma Juglandis* Sacc. (*Fusidium Juglandis* Bereng.), in kleinen, weißen Näschen auf der Unterseite bleicher darrer Flecke der Blätter des Nußbaumes. Wahrscheinlich ist das *Fusisporium pallidum* Niessl. hiermit identisch.

### VI. *Melanconium Link.*

- Melanconium.** Die Sporenlager bilden schwarze, aus dem Pflanzenteile hervorbrechende Polster, welche einzellige, dunkle Sporen tragen. Meist saprophyte Pilze.
- Bitterrost der Weinbeeren.** *Melanconium fuliginum* Cov. (*Greeneria fuliginea* Scribn.), auf reisenden Weinbeeren in Nordamerika und Italien, die als „Bitterrost“ bezeichnete Krankheit verursachend<sup>1)</sup>; zerstreute dunkle Häufchen bildend; Sporen ellipsoidisch, braun, 0,009—0,012 mm lang.

### VII. *Coryneum Nees.*

- Coryneum.** Aus dem befallenen Pflanzenteile brechen kleine, meist dunkle Polster, welche gestielte, keulen- oder spindelförmige, durch Querwände mehrzellige braune Sporen tragen. Diese Pilze wachsen gewöhnlich auf abgestorbenen Pflanzenteilen, besonders auf dürren Ästen; nur folgende Arten, welche mit in diese Gattung gestellt wurden, hat man als Parasiten bezeichnet.
- Auf Kirschbäumen** <sup>2c</sup>. 1. *Coryneum Beyerinckii* Oud. Diesen Pilz hatte Beyerinck als Ursache der Gummibildung bei den Kirschbäumen angesehen, offenbar mit Unrecht, weil er keineswegs ein konstanter Begleiter dieser Erscheinung ist (I., pag. 56). Später beschrieb Willemin<sup>2)</sup> eine in Lothringen und den umgebenden Ländern aufgetretene Krankheit der Kirschbäume, die auch Zwetschen-, Aprikosen- und Pfirsichbäume befiel und bei welcher nach der Blüte auf den Blättern abgestorbene Flecke sich bildeten und die Früchte vertrockneten, und sah hierbei den nämlichen Pilz auftreten, den er als die

<sup>1)</sup> Vergl. Zussl. bot. Jahressb. 1888 II., pag. 356, und 1887, pag. 533.

<sup>2)</sup> Journ. de Bot. 1887, pag. 315.

Ursache der Krankheit betrachtet. Später fand er<sup>1)</sup> an den am Baume hängen gebliebenen frühzeitig verrottneten Früchten auch überwinterte Conidienbildungen sowie Perithezien, welche er als Zugehörige des *Coryneum* absteht; sie stimmen mit *Ascospora* überein, weshalb er den Pilz als *Ascospora* Beyerinckii bezeichnet.

2. *Coryneum Laurocerasi* Prill. et Delacr., auf Blättern von *Prunus Laurocerasus* in Frankreich<sup>2)</sup>. Auf *Prunus Laurocerasus*.

### VIII. *Dematophora* R. Hart.

Das auf Pflanzenwurzeln wachsende, helle bis schwärzliche Mycelium entwickelt steif borstenförmige Conidienträger, welche aus der Länge nach verwachsenen Fäden bestehen, und nach oben rispenartig verzweigt sind; die fadenförmigen Zweige tragen an vielen übereinander stehenden seitlichen Höckern je eine einzellige, ovale Spore (Fig. 69).

*Dematophora necatrix* R. Hart., der Wurzelpilz oder Wurzel- Wurzelschimmel des Weinstocks.  
schimmel des Weinstocks. Seit dem Jahre 1877 ist man in Frankreich, Italien, in der Schweiz, in Österreich und in Baden auf eine Krankheit des Weinstocks aufmerksam geworden, welche wegen gewisser Ähnlichkeiten mit der Reblauskrankheit anfanglich vielfach mit dieser verwechselt worden ist, dann aber als etwas anderes erkannt und mit dem Namen *Blanc des racines*, *Champignon blanc*, *Blanquet* oder *Pourridié de la vigne*, *Morbo bianco* bezeichnet worden ist. Ich habe bereits in der vorigen Auflage dieses Buches S. 516 die Ergebnisse meiner Untersuchungen mitgeteilt, die ich über diese Krankheit anstelle bei ihrem ersten Auftreten zu Goggenau am Bodensee und bei Mülheim in Baden, in welchen Gegenden bis neuerdings die Krankheit immer mehr zunimmt<sup>3)</sup>. In den Weinbergen beginnen an einzelnen Stellen die Reben zu kränkeln, gelb und welk zu werden und sterben ab; diese Stellen werden allmählich, jedoch sehr langsam, größer, indem das Absterben am Rande derselben ringsum fortchreitet. An den kranken Weinstöcken fand ich ausnahmslos auf den Wurzeln und auf den in der Erde befindlich gewesenen Teilen des Stammes ein üppig entwickeltes Mycelium in Form zarter, faseriger Häute und Stränge von teils schneeweiß, teils gelblicher, teils aschgrauer oder bräunlich-schwarzer Farbe, welche den genannten Teilen nicht bloß oberflächlich anhaften, sie oft ganz umspinnend, sondern auch unter die Schuppen der Rinde eindringen und durch die Rinde bis nach der Grenze des Holzes sich verbreiten; auf der Oberfläche des letzteren wachsen sie dann oft in strahlig faserigen Ausbreitungen weiter; an manchen Stellen brechen sie wieder aus der noch nicht abgelösten Rinde hervor in Form heller Pusteln oder faseriger Bänder oder Stränge. Auch zwischen der angrenzenden Erde verbreitet sich das Mycelium von den Wurzeln aus; die von kranken Teilen abgelösten Erdstückchen sind gewöhnlich damit reich durchwuchert. Die Rinde der mit dem Pilz befallenen Wurzeln ist abgestorben, gebräunt, aufgelockert, rissig, vertrocknet, beziehentlich faulig; das Holz wird mürbe und brüchig. Oft kommt

<sup>1)</sup> Dasselbst 1888, pag. 253.

<sup>2)</sup> Bull. soc. mycol. de France 1890, pag. 179.

<sup>3)</sup> Vergl. darüber Jahresber. d. Sonderauschusses f. Pflanzenschutz, in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1892, pag. 217.



aus einem schon stark zerfetzten älteren Stammstücke noch ein neuer jüngerer Trieb, aber von dem kranken Stücke aus hat sich dann oft schon der verpilzte Zustand auf die Basis des Triebes verbreitet und bringt diesen dann ebenfalls zum Absterben. Die Fäden der dunklen, lockeren Mycelfäden sind ziemlich dick, braun- und derbwandig, septiert, reich verzweigt und dadurch charakteristisch, daß der Faden oft unterhalb der Scheidewand bläsig aufgetrieben ist. Die weißen Häute und Stränge bestehen aus Fäden von genau derselben Beschaffenheit, nur sind sie farblos und offenbar jüngerer Zustände der später gebräunten Hyphen; doch geben sie auch vielen feineren Zweigen den Ursprung, an denen die blasigen Anschwellungen gewöhnlich fehlen. Die gelben Mycelien sind meist am feinstädigsten und dicht verteilt. Sowohl auf der Wurzel wie innerhalb der Wurzelrinde bilden sich auch stärkere, dunkle Stränge, welche den Rhizomorphen gleichen, denn sie bestehen aus einem hellen, lockeren, parallelfaserigen Mark, welches den gelblichen Mycelsträngen in seiner Beschaffenheit entspricht, und aus einer dunkelbraunen Rinde besteht. Letztere stellt ein braunwandiges Pseudoparenchym dar, hervorgegangen aus erweiterten und dicht verbundenen Hyphen. Wo die Rhizomorphe im Gewebe der Wurzelrinde entsteht, da schließt sie oft in ihrem Marke noch Gewebereste ein, und jenes Pseudoparenchym bildet sich in der Höhlung der Rindezellen, die dann von einer schaumigen, braunen Gewebemasse erfüllt werden, wie sie oben von dem schwarzen Einien im Fichtenholze bei *Agaricus molleus* beschrieben wurde. An Stellen, wo der Rhizomorphenstrang frei liegt, ist er noch mit einer Hülle lockerer, schwärzlicher Fäden umgeben, indem nach außen das Pseudoparenchym in die gewöhnliche Mycelform sich auflöst. Nach dem Holz gelangt das Mycelium hauptsächlich durch die breiten Markstrahlen der Rinde, welche es in zahlreichen, feinen Fäden durchzieht, wächst dann ebenso auch in den Markstrahlen des Holzes und von da in die Holzjellen, endlich auch in das Mark, alle diese Gewebe mehr oder weniger bräunend, teils in der Membran, teils durch braune, amorphe Zerfallsprodukte innerhalb der Zellen. Nach dem Absterben der Rinde wächst das Mycelium auch zwischen Holz und Bast üppig weiter. Doch habe ich im Holze nur selten und zwar nur nahe der Oberfläche die im Fichtenholze bei *Agaricus molleus* vorkommenden schwarzen Einien gefunden, die hier auf dieselbe Weise wie dort entstehen. Von *Phylloxera* oder andern Insekten ist an den kranken Reben keine Spur zu finden. Es kann also nicht zweifelhaft sein, daß allein der beschriebene Mycelpilz die Ursache der Wurzelkrankheit ist. Einen Namen konnte ich dem Pilz damals nicht geben, da an meinem Material keine Fructifikation zu finden war. Schneegler<sup>1)</sup> beobachtete dieselbe Krankheit 1877 an Reben von Zion und Gully (Badland) und hat ebenfalls das parasitische Mycel aufgefunden. Er hält den Pilz wegen seiner Rhizomorphenstränge bestimmt für den *Agaricus molleus* und fand auch einen diesem Pilz gleichenden Fruchtträger am Grunde eines Weinbergpfahles, von dem aus eine Rhizomorphe sich nach den Rebenwurzeln verbreitete. Auch Millardet<sup>2)</sup> hält den Pilz wegen der Rhizomorphen

<sup>1)</sup> Observations faites sur une maladie de la vigne connue vulgairement sur le nom de „Blanc“, in *Compt. rend.* 1877, pag. 1141 ff.

<sup>2)</sup> Le „Pourridié de la vigne“, in *Compt. rend.* 11. August 1879, pag. 379.

fränge für identisch mit *Agaricus melleus*. Die Krankheit sei häufig mit *Phylloxera* kompliziert; es wird von ihm sogar angenommen, daß der Pilz erst nach dem Befallen durch die Reblaus auftrete, wenn diese schon wieder verschwunden sei, daß er aber den gesunden Reben nichts schade. Diese Annahme ist nach meinen obigen Mitteilungen nicht zutreffend. Die Ähnlichkeit mit dem *Agaricus melleus* ist allerdings eine große, auch darin, daß der Pilz an den von ihm getöteten Pflanzenteilen noch als Saprophyt weiter vegetieren kann. Stücke faulender Rebenwurzeln und Stämme, welche Mycel enthielten, legte ich auf fruchten Boden in Töpfen aus. Das Mycel brach üppig daraus hervor und überzog die Oberfläche der Erde in graubraunen, saftigen, lappigen Häuten, die sich zum Teil auch in die Lücken der Erde vertieften. Trotzdem ist jene Annahme unerwiesen, da man nie die Fruchtträger des *Agaricus* aus dem Mycel der kranken Reben hat hervorgehen sehen. Daß *Agaricus melleus* in der Umgebung von Neapel einmal auf Wurzeln alter Weinstöcke gefunden worden ist<sup>1)</sup>, entscheidet für unsere Frage nichts. Auch stimmen die Rhizomorphen dieses Pilzes in ihrem Baue nicht mit denjenigen des *Agaricus melleus* überein. Auf den Wurzeln von Reben, die wahrscheinlich an der in Rede stehenden Krankheit gestorben waren, hat von Thümen<sup>2)</sup> *Roesleria hypogaea* gefunden; aber dieser Pilz ist unzweifelhaft saprophyt, also sekundär; man findet seine kleinen, gestielten Köpfechen, auf denen die Sporenschläuche sich befinden, sehr häufig auf abgestorbenen Rebenwurzeln. Mit dem von mir beschriebenen Pilze stimmt er in keinem Punkte überein. Ich habe auch an meinen Reben keine Spur von ihm gefunden. Nun hat aber R. Hartig<sup>3)</sup> wirklich Conidienträger an diesem Pilze beobachtet und danach dem letzteren den obigen Namen gegeben. Es sind 1,5–2 mm hohe, schwarzbraune, an der Spitze farblose, steif aufrechte, borstenähnliche Träger von der oben beschriebenen Beschaffenheit (Fig. 69). Die Conidien sind nur 0,002–0,003 mm lang. Nach R. Hartig sitzen die Conidienträger zahlreich teils auf kleinen dunklen knolligen Körperchen (Sclerotien), welche unter der Wurzelrinde entstehen und aus ihr hervorbrechen, teils auch auf dem gewöhnlichen fädigen Mycelium. Peritheciabildung konnte R. Hartig nicht erzielen. Nach den neueren Untersuchungen von Biala<sup>4)</sup> lebt die *Dematophora* sowohl als Parasit als auch als Saprophyt; auf lebenden Pflanzen wachsen sie nur in der Myceliumform und können hier jahrelang steril bleiben; nur bei künstlichen Kulturen bringen sie ihre Fruchtkörper hervor. Als solche hat Biala außer den Conidienträgern auch noch Psyniden und endlich auch Perithecia gefunden. Letztere entstanden nur auf ganz abgestorbenen und zerfetzten Rebstöcken; sie waren ungefähr 2 mm groß, beinahe kugelförmig und ohne Wundung, braun, sehr hart, weshalb Biala sie zu den Tuberaceen rechnet. Die Sporen der achtsporigen Schläuche sind 0,04 mm lang, 0,007 mm breit, an beiden Enden zugespitzt, schwarz. Biala hat noch eine zweite Art beobachtet, die in Rebergen in Südtirol auf Sand-

<sup>1)</sup> Vergl. v. Thümen, Pilze des Weinstocks. Wien 1878, pag. 209.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 210.

<sup>3)</sup> Untersuchungen aus d. forstbot. Instit. zu München III. 1883.

<sup>4)</sup> Compt. rend. 1890, pag. 156, und Monographie du Pourridié des vignes etc. Paris 1891; refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 167.

boden, jedoch selten vorkommt; er nennt sie *Dematophora glomerata* *Viola*; Perithecien sind von ihr nicht bekannt; sie unterscheidet sich durch unnerzweigte Conidienträger und größere, nämlich 0,0055 lange Conidien.

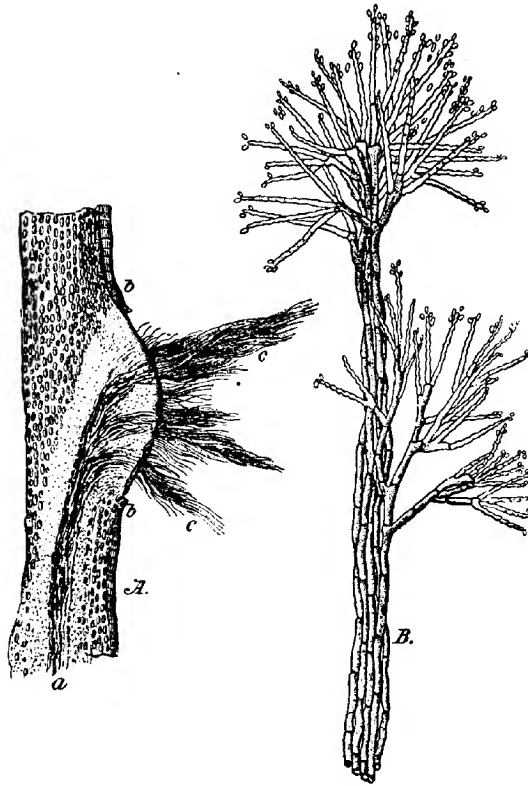


Fig. 69.

***Dematophora necatrix*.** A ein Rhizomorphenast a hat die Korkschicht bb einer Nebenwurzel durchbrochen und einen knollenförmigen, sclerotienartigen Körper gebildet, aus welchem bei c junge Fruchträger hervorsprossen; 50 fach vergrößert. B Spitze eines Fruchträgers mit rippenartig verzweigten Fäden, an welchen Sporen abgestreift werden; 420 fach vergrößert. Nach H. Partig.

Es ist noch der Ansichten zu gedenken, wonach verschiedenartige Pilze als andre Pilze bei Ursache der Wurzelfäule des Weinstocks auftreten können. Foer und Biala<sup>1)</sup> der Wurzelfäule hatten außer Dematophora ein als Fibrillaria bezeichnetes Mycelgebilde gefunden, welches nach den Kulturen zu einer Psathyrella-Art, also zu einem Hymenomyces gehört; sie konnten indes nachweisen, daß dieses nur auf bereits in Fäulung begriffenem Holze wächst. Roumeguère<sup>2)</sup> will aber gefunden haben, daß diese an Weinsäulen entwickelten Psathyrellen auch fakultativ parasitär auf die Nebenwurzeln übergehen. Und Millardet<sup>3)</sup> hält an der Ansicht fest, daß es wenigstens zwei Arten von Wurzelfäule gebe, von denen die eine durch die Rhizomorphie des Agaricus melleus, die andre durch diejenige der Dematophora verursacht werde. Auch Schnegler<sup>4)</sup> und Dufour<sup>5)</sup> bringen Beobachtungen bei, welche das Auftreten der Fruchtkörper von Agaricus melleus auf wurzelfaulen Reben gegen Hartig's gegenteilige Behauptung beweisen.

Der Wurzepilz des Weinstocks geht, wie ich schon in der ersten Auflage Wurzepilz des dieses Buches gezeigt habe, auch auf andre Pflanzen über, wenn diese Weinstocks geht in dem infizierten Boden wachsen. In Hagnau am Bodensee gingen andre Pflanzen, z. B. Bohnen, Kartoffeln, Runkeln, welche man auf den durch die abgestorbenen Reben leer gewordenen Stellen anbaute, gewöhnlich auch unter denselben Erscheinungen zu Grunde. Auch amerikanische Reben, die man nachpflanzte, wurden von der Krankheit ergriffen. Ebenso berichtete Schnegler (l. c.), daß Kirschen, Mandel- und Pfäulenbäume, die in den Weinbergen wuchsen, ebenfalls von dem Pilze getötet wurden. Bei H. Hartig's Versuchen tötete das Mycelium junge Ahorne, Eichen, Buchen, Kiefern, Fichten u. Ich habe schon in meinen citierten ersten Mittheilungen über diesen Pilz bewiesen, daß die Krankheit durch das Mycelium auf gesunde Pflanzen übertragen wird, und zwar durch Infektion der Wurzeln im Boden, sowie daß der Parasit auf sehr verschiedenartigen Pflanzen gedeiht und von einer Nährspecie auf eine andre übergehen und die Krankheit übertragen kann. Die erkrankten Bohnen, welche man in Hagnau an den Stellen gezogen hatte, auf welchen die kranken Reben gestanden hatten, zeigten nämlich daselbe weiße bis bräunliche, locker fädige oder Stränge oder Häute bildende Mycel, dicht auf der Oberfläche der Wurzeln und des Wurzelhalses wachsend, bis an die Bodenoberfläche oder noch ein Stück weiter heraufgehend, auch von den Wurzeln aus in die anhängenden Bodenteile sich erstreckend, die Beschaffenheit der Mycelfäden bis ins kleinste Detail mit denen des Weinpilzes übereinstimmend. Vielfach zeigten sich die ersten Angriffspunkte an den noch gesunden Wurzeln: bisweilen an einem einzigen Punkte einer solchen der Aufsatz einer weißen Pilzmasse und allemal genau an dieser Stelle auch das Gewebe der Wurzel gebräunt und eingesunken, und stets ging diese Verderbnis so weit als der Pilz reichte. Anfänglich fest sich das Mycel nur epiphyt an, und das genügt schon, um die Wurzel-epidermis zu töten. Hat der Pilz die oberflächlichen Gewebe zerstört, so dringt er auch ins Innere zwischen die Zellen der Rinde und des Holz-

<sup>1)</sup> Revue mycol. VII. 1885, pag. 75.

<sup>2)</sup> Daselbst, pag. 77.

<sup>3)</sup> Revue mycol. VII. 1885.

<sup>4)</sup> Botan. Centralbl. XXVII. 1886, pag. 274.

<sup>5)</sup> Actes Soc. helvét. des sc. nat. Genf 1886, pag. 80.

ringes ein, überall rasch Tod und Fäulnis erzeugend. Die größte Angriffsfläche findet der Pilz am Wurzelhalse und unteren Stengelende da, wo die meisten stärkeren Wurzeln zusammentreffen. Hier dringt das Mycelium bis in die Markhöhle vor und wächst hier im Stengel bis zu 2 mm über den Boden empor, die Markhöhle in dieser ganzen Erstreckung inwendig rötlich-braun oder schwärzlich färbend und mit einer lockeren, wolligen, schneeweissen Mycelmasse ausfüllend, deren Fäden alle in der Längsrichtung hinaufgewachsen sind und denen des Myceliums auf den Wurzeln gleichen. Diese weiße Watte ist gewöhnlich durch die mehrfach beschriebene schwärzliche, pseudoparenchymatische Schicht begrenzt. Eben solche schwarze, dünne Häute oder Krusten bilden sich auch später äußerlich auf dem Holze der abgestorbenen Stengelbasis und werden, wenn die Rinde sich ablöst, wie eine schwarze Wärmorierung sichtbar. Sie sind den Rhizomorphenbildungen in der Rebenrinde analog, aber entsprechend den dünneren Stengeln hier schwächer und dünner. Selbst wenn das ganze Wurzelsystem durch den Pilz getötet wird, sucht der noch lebende Stengel immer wieder durch Bildung neuer Nebenwurzeln, die nahe am Boden hervorbrechen, sich zu erhalten. Da aber auch diese bald ergriffen werden, so kränkelt die Pflanze fort und geht endlich ein. Ich habe Feuerbohnen ausgepflanzt in Töpfen, nachdem ich die Erde derselben vermischt hatte mit Stücken der durch den Pilz getöteten Nebenwurzeln und Erdstückchen, die von den kranken Wurzeln abgelöst worden waren, wodurch also das Mycelium in die Erde gebracht wurde. Die im August gesäeten Pflanzen wurden im Dezember unterjucht. Sie hatten es zwar bis zum Blühen gebracht, die Blüten fielen aber ab, die unteren Blätter waren weiß und gelb geworden und zum Teil abgefallen; die unterirdischen Teile zeigten mit Ausnahme junger Nebenwurzeln, die vor kurzem noch aus der Basis des Stengels in der Nähe der Bodenoberfläche getrieben worden waren, das ganze Wurzelsystem abgestorben und abgefaul. An vielen Stellen der Oberfläche der Wurzeln hatten sich faserige Stränge und Häute von Mycelium angelegt, das Mark des unteren Wurzelhalbes und unteren Stengelendes zeigte sich meist gebräunt, hohl und die Höhlung mit weißem Pilzmycel ausgekleidet. Die Fäden des Myceliums waren in jeder Beziehung den oben beschriebenen gleich. Die Übereinstimmung des Pilzes und der Symptome der Krankheit beweisen, daß die Infektion vollkommen gelungen war.

#### Gegenmittel.

Als Gegenmittel würden sich empfehlen: Ziehung von Spaltgräben in den Weingärten rings um die erkrankten Stellen, Wurzel- und Stodtrodung der getöteten Reben, vielleicht auch Desinfektion des Bodens mittelst Schwefelkohlenstoff oder Petroleum wie sie gegen die Reblaus angewendet wird. Viala stellt die Drainage als das wirksamste Präventivmittel hin. Weinling<sup>1)</sup> berichtet, daß gegen den neuerdings in Baden in erschreckender Weise zunehmenden Wurzelshimmel Eisenvitriol mit gutem Erfolge angewendet worden ist. Im Herbst 1890 wurden je 4000—5000 Rebstöcke mit je 120—200 gr Eisenvitriol gedüngt; die sehr herunter gekommenen Stöcke zeigten im August 1891 fruchtiges Wachstum und zahlreiche neue Wurzeln gegenüber den nicht so behandelten, vom Wurzelshimmel befallenen Reben. Nach demselben Beobachter soll die Krankheit durch die vielfach übliche Verjüngungsmethode, wobei mehrjährige Reben und sogar alte Stöcke in den Boden eingelegt

<sup>1)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 208.

(„vergrußt“) werden, sehr begünstigt werden, während gewöhnliche Stedlinge keinen Wurzelschimmel bekommen.

### IX. Graphium Corda.

Stielsförmige Conidienträger bestehen aus der Länge nach ver- Graphium.  
wachsenen Fäden, welche oben pinselförmig aneinanderstehen und in  
reihenweise übereinanderstehende Sporen zerfallen, wodurch ein Sporen-  
köpfchen auf der Spitze des Stieles gebildet wird.

*Graphium clavissporum Berk. et Curt.* Auf kranken Blattscheiden Auf Weinstock.  
des Weinstocks in Nordamerika. Conidienträger aufrecht, schwarz, Sporen  
meist cylindrisch, mit mehreren Scheidewänden<sup>1)</sup>. Nach Scribner<sup>2)</sup> wäre  
jedoch dieser Pilz identisch mit *Cercospora vitis Sacc.* (S. 346.)

### F. Pyrenomyces, welche nur in Conidienfrüchten in der Form von Pythniden oder Spermogonien bekannt sind.

Eine sehr große Anzahl parasitischer Pyrenomyces ist bekannt, deren Pyrenomyces  
in Form von  
Pythniden bei  
Blatt- und  
Fruchtschei-  
tenkrankheiten.  
einzige Fruchtifikation in der Bildung von Conidienfrüchten be-  
steht, die man mit dem Namen Pythniden bezeichnet. Darunter ver-  
steht man solche Früchte, welche unter dem Hautgewebe des Pflanzen-  
theiles verborgen liegen und nur ihre reifen Conidien nach außen hervor-  
quellen lassen. Die Pythniden sind entweder wirklich geschlossene Kapseln  
oder Säcken von ungefähr kugelförmiger oder, wenn sie mit flacher Basis  
dem Pflanzentheile eingewachsen sind, mehr halbkugelförmiger Gestalt; diese  
sind ringsum von einer dünnen, mehr oder weniger bräunlichen Hülle  
umhüllt, welche aus einer oder wenigen pseudoparenchymatischen  
Lagen von Pilzzellen besteht; am Scheitel aber, welcher durch die Ober-  
haut der Pflanze hervorbricht, ist die Pythnidenhülle von einem vor-  
gebildeten Porus unterbrochen, durch welchen die Sporenentleerung  
erfolgt. Die obere Wölbung der Pythnidenhülle ist aber bei manchen  
Formen unvollständig, indem die Oberhaut des Pflanzentheiles die  
obere Bedeckung mehr oder weniger allein vertritt, so daß also auch  
kein eigentlicher Porus zu erkennen ist; wir haben dann streng ge-  
nommen keine ringsum geschlossene Kapsel, sondern mehr ein ein-  
gewachsenes flaches, rundliches Sporenlager, welches vorwiegend nur  
von der Epidermis, beziehentlich von der Cuticula überdeckt ist.  
Zwischen beiden Formen kommen aber, selbst bei einer und derselben  
Species, Übergangsbildungen vor, so daß man alle solche eingewachsenen  
Conidienfrüchte Pythniden nennen kann, gleichgültig ob der nach außen  
gekehrte Teil ihres Fruchtgehäuses unvollständig oder bis zur Bildung

<sup>1)</sup> Vergl. Thümen, Pilze des Weinstocks, pag. 177.

<sup>2)</sup> Report of the fungus diseases of the grape vine. Departem. of  
agricult. Sectio of plant pathology. Washington 1886.

Frank, Die Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. 11.

eines wahren Porus vollständig ist. In allen Fällen ist die Innenwand, vorzugsweise auf der Basis der Hyphide, mit zahlreichen kurzen sporenabschnürenden Fäden besetzt. Die Sporen werden bei der Reife, sobald Feuchtigkeit hinzutritt, aus dem Porus, beziehentlich aus der am Scheitel aufreißenden Epidermis der Pflanze hervorgepreßt, meist in Schleim eingebettet, oft in Form gallertartiger Ranken oder Würste, die dann sich bald auflösen und die Sporen in die Umgebung fließen lassen. Bei den meisten dieser Formen sind die Conidien leicht keimfähig. Diesenigen, bei denen dies nicht der Fall ist, würden nach der üblichen Terminologie als Spermogonien, ihre Sporen als Spermastien zu bezeichnen sein.

Hinsichtlich ihres pathologischen Charakters stimmen die meisten dieser Hyphiden-Pilze darin überein, daß ihr endophytes Mycelium im allgemeinen nur kleine Stellen oberirdischer Pflanzenteile bewohnt und diese tötet, und wir es daher hier wieder meist mit Blattfleckenkrankheiten oder Fruchtfleckenkrankheiten zu thun haben. Auch sie treten meist in größerer Anzahl von Infektionsstellen auf, so daß die befallenen Teile oft mehr wegen der großen Anzahl der Flecke als wegen der Gefährlichkeit der einzelnen verpilzten Stelle beschädigt werden. Manche erzeugen außer auf den Blattflächen auch auf den Zweigen und Blattstielen franke Flecke und bewirken dann oft ein Abbrechen des Blattstiels, also wirkliche Entblätterung. Bei einigen durchzieht das Mycelium auch größere Strecken des Pflanzenteiles, so daß der letztere nicht mehr in begrenzten Flecken, sondern in größerer Ausdehnung erkrankt und verdirbt. Überall sind auf den verpilzten und erkrankten, nämlich bleich oder gelb, grau oder braun gefärbten Teilen die Hyphiden für das unbewaffnete Auge als sehr kleine, dunkle Punkte sichtbar, auf denen zur Zeit der Sporenentleerung ein kleines, helles Schleimhäufchen erkennbar wird.

### I. *Gloeosporium* Desm. et Mont. und verwandte Formen.

**Gloeosporium.** Die Hyphidenfrucht hat hier meist kein vollständiges Fruchtgehäuse. Sie stellt ein kleines, scheiben- oder kissenförmiges Lager dar, welches zwischen der Epidermis und der Cuticula sich bildet; die letztere, welche meist allein, die Bedeckung des Sporenlagers bildet, wird zuletzt am Scheitel unregelmäßig durchbrochen durch die farblose oder hell lachsfarbene Schleimmasse, in welcher die meist einzelligen, farblosen, eiförmigen oder länglichen Conidien eingebettet herausgepreßt werden (Fig. 71). Formen, wo die Sporen durch eine Querscheidewand zweizellig sind, hat man mit dem Gattungsnamen *Marsonia*, diejenigen, wo mehr als eine Scheidewand vorhanden, mit dem Namen *Septogloeum* be-

nennt. Vielleicht sind dies aber keine für Gattungsunterschiede verwendbare Merkmale. Auf zahlreichen Pflanzenarten und über die ganze Erde verbreitet sind diese Pilzformen gefunden worden.

1. Auf Farnen. a) *Gloeosporium Phegopteridis* Frank, auf Farnen.

*Phegopteris polypodioides* unregelmäßige, braune Flecke erzeugend, die bisweilen die Wedel ganz bedecken. Auf der Unterseite dieser Flecken werden die Sporen in weißlichen Schleimmassen in großer Menge ausgestoßen. Die Sporen sind etwas ungleichseitig eiförmig, unten abgestuft, oben in eine schwach fischelförmige, kegelförmige Spitze verlängert, einzellig, farblos. Von mir in der schweizerischen Schweiz gefunden.

b) *Gloeosporium Pteridis* Hark. und *Gloeosporium leptospermum* Peck, auf *Pteris aquilina* in Amerika.

c) *Septogloeum septorioides* Pass., auf Wedeln von *Pteris aquilina* in Italien.

2. Auf Cycadeen. *Gloeosporium Denisonii* Sacc. et Berl., auf den Samen von *Encephalartos Denisonii* in Australien und *Gloeosporium Encephalarti* Cooke et Mass., auf den Blättern von *Encephalartos horridus*.

3. Auf Koniferen. *Gloeosporium Taxi* Karst. et Har., auf Nadeln auf Koniferen von *Taxus* in Frankreich.

4. Auf Gramineen. *Septogloeum oxysporum* Bonm., auf Gräsern auf Gramineenblättern in Belgien.

5. Auf Cyperaceen. *Septogloeum dimorphum* Sacc. (*Kriegeria* auf Cyperaceen. *Eriophori* Brz.), auf Blättern von *Eriophorum angustifolium*.

6. Auf Euliaceen. a) *Gloeosporium veratrinum* Allesch., auf Blättern von *Veratrum Lobelianum*.

b) *Myxosporium dracaenicolum* B. et Br., auf den Blättern kultivierter Dracänen in England, gehört wohl mit in die Verwandtschaft dieser Gattung.

7. Auf Aroiden. *Gloeosporium Thämenii* Sacc., auf den Blättern von *Alocasia cucullata*.

8. Auf Musaceen. *Gloeosporium Musarum* Cooke et Mass., auf Früchten von *Musa* in Australien.

9. Auf Orchideen. a) *Gloeosporium cinetum* Berk. et C., auf Blättern von verschiedenen kultivierten Orchideen in Amerika.

b) *Gloeosporium affine* Sacc., auf *Vanilla* und andern Warmhaus-Orchideen.

c) *Gloeosporium Vanillae* Cke. et Mass. (*Hainsea Vanillae* Sacc. et Ell., bewirkt eine Krankheit der Vanille auf den Seychellen, Réunion und Mauritius, wobei die Schoten schwarz werden und abfallen. Zu den lebenden Blättern fand Nässlee) *Uncetium* und auf der Oberfläche derselben die Conibienfrüchte als rosen- oder ambratarbene Pusteln auf frankten Flecken. Auf den absterbenden und toten Blättern und Stamnteilen zeigten sich Rhiziden in der Form einer Cytispora, und in späteren Stadien in dem Stroma der Cytispora die Perithezien, wonach der Pilz als *Calospora Vanillae* Mass. bezeichnet wird. Gesunde Blätter mit den Sporen des *Gloeosporium* und der Cytispora zu infizieren ist Nässlee nicht gelungen,

\*) Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 362.



wohl aber soll durch Ausfaat der Ascosporen auf gesunde Blätter nicht Gloeosporium erzeugt worden sein. Auch auf andern Orchideen aus den Gattungen Oncidium und Dendrobium hat Rastee den Pilz beobachtet.

**Auf Cupuliferen.**

10. Auf Cupuliferen. a) Gloeosporium Fagi West. (Gloeosporium exsicicans Thüm.), auf runden Flecken an der oberen Blattseite von Fagus sylvatica; Sporen länglich eiförmig, 0,0015—0,020 mm lang.

b) Gloeosporium Fuckelii Sacc. (Gloeosporium Fagi Fuckel), auf trockenen Flecken der Blätter von Fagus sylvatica, die sich dadurch dunkel braunrot verfärben. Sporen lanzettförmig gerade; 0,006—0,008 mm lang.

c) Gloeosporium fagicolum Pass., auf Blättern von Fagus sylvatica in Frankreich.

d) Gloeosporium ochroleucum B. et C., auf Castanea vesca in Amerika.

e) Gloeosporium quercinum West., auf Eichenblättern.

f) Gloeosporium gallarum Ch. Rich., auf Eichengallen in Frankreich.

g) Gloeosporium Coryli Desm., und Gloeosporium perexiguum Sacc., auf Blättern von Corylus Avellana.

**Auf Betulaceen.**

11. Auf Betulaceen. a) Gloeosporium Carpini Desm., auf Blättern von Carpinus Betulus, Sporen fadenförmig, gekrümmte, 0,010—0,015 mm lang.

b) Gloeosporium Robergei Desm., auf Blättern von Carpinus Betulus, Sporen spindelförmig, 0,012—0,015 mm lang.

c) Gloeosporium Betulae Fuckel, an trocknen werdenden Blättern von Betula alba, Hyphiden schwärzlich, Sporen cylindrisch, gerade.

d) Marsonia Betulae Sacc., auf Blättern von Betula alba.

e) Gloeosporium betulinum West., auf Blättern von Betula alba und verrucosa. Sporen eiförmig.

f) Gloeosporium Betularum Ell. et Mart., auf Blättern von Betula nigra und lenta in Amerika.

g) Gloeosporium alneum West., auf Blättern von Alnus glutinosa und incana in Belgien und Italien.

**Auf Salicaceen.**

12. Auf Salicaceen. a) Marsonia Castagnei Sacc., (Gloeosporium Castagnei Mont.), auf runden, braunen Blattflecken von Populus alba, Hyphiden unterseits. Sporen ei- oder birnförmig.

b) Gloeosporium Populi albae Desm. (Leptothyrium circinans Fuckel), bildet auf großen, braunen, dünnen Blattflecken von Populus alba oberseits glänzend schwarze Hyphiden in einem großen Kreise, der sich allmählich erweitert und den toten Fleck umgiebt; Sporen spindelförmig, 0,012—0,016 mm lang.

c) Gloeosporium Tremulae Passer. (Leptothyrium Tremulae Lév.), auf Populus tremula.

d) Gloeosporium cytisporeum Pass., auf Blättern von Populus canescens in Italien.

e) Gloeosporium dubium Bauml., auf Blättern von Populus tremula in Ungarn.

f) Marsonia Populi Sacc. (Gloeosporium Populi Mont. et Desm.), auf Blättern von Populus nigra, italica und alba.

g) Gloeosporium Salicis Westend. (Gloeosporium aterrimum Fuckel), auf schwarzen Blattflecken von Salix alba, Hyphiden oberseits, Sporen länglich.

b) *Marsonia Salicis Trüll.*, auf Blättern von *Salix* in Norwegen.  
 13. Auf Celtideen. *Gloeosporium Celtidis Ell. et Ev.*, auf auf Celtideen.  
 den Blättern von *Celtis occidentalis* in Amerika.

14. Auf Juglandaceen. a) *Marsonia Juglandis Sacc.* (*Gloeosporium* Auf  
*Juglandis Mont.*), auf Blättern von *Juglans regia* und *nigra*. Juglandaceen.

b) *Gloeosporium epicarpium Thüm.*, auf der grünen Fruchtschale  
 der Wallnüsse in Istrien nach F. v. Thümen<sup>1)</sup> verschieden große, runde  
 oder längliche, etwas eingedrückte, graubräunliche, rothbräunlich um-  
 säumte Flecke veranlassend, auf deren Mitte die kleinen schwärzlichen  
 Pusteln hervorbrechen. Sporen 0,012 mm lang, spinselförmig, zugespitzt,  
 andre schmal elliptisch, stumpf.

15. Auf Platanaceen. a) *Gloeosporium nervisequum Sacc.* Auf  
 (*Hymenula Platanus L.*, *Fusarium nervisequum Fockel*). Der Parasit Platanaceen.  
 lebt an den Blättern von *Platanus orientalis* und bewirkt ein Absterben,  
 Dürre- und Wortschwerden der Blattrippen. Dies beginnt von irgend einem  
 Punkte, häufig an der Vereinigung der drei Hauptrippen und folgt dann  
 dem Laufe der Rippen, setzt sich auch auf die Seitenrippen und oft  
 auch auf dem Blattstiel fort. Gewöhnlich wird auch das an die be-  
 fallenen Rippen zunächst angrenzende Blattgewebe gebräunt. Die Folge  
 ist, daß das Blatt schon mitten im Sommer meist noch grün abfällt, indem  
 die verpilzte morsche Stelle des Blattstiels bricht. Auf den erkrankten Rippen  
 zeigen sich, sowohl an der Ober- wie Unterseite, kleine, graubraune, längliche  
 Pusteln. Jedes ist eine durch die Epidermis hervorbrechende, flache Pustel-  
 drüse, mit zahlreichen, dicht gedrängt stehenden, kurzen, einfachen sporen-  
 tragenden Fäden; die Sporen sind 0,012—0,015 mm lang, eiförmig, einzellig,  
 farblos. Der Pilz ist in Deutschland auf den Platanen nicht selten,  
 neuerdings z. B. um Berlin ziemlich verbreitet und sehr schädlich, an  
 manchen Bäumen fast völlige Entblätterung bewirkend, ähnlich einer Frost-  
 wirkung. In verschiedenen Gegenden Frankreichs ist diese Platanenkrankheit  
 ebenfalls erheblich schädlich aufgetreten<sup>2)</sup>. Auch aus Nordamerika wird  
 neuerdings über das starke Auftreten dieser Krankheit berichtet<sup>3)</sup>. Zulašne<sup>4)</sup>  
 betrachtete den Pilz als die Conidienform von *Calonectria pyrochroa*  
 (*Desm.*) *Sacc.*, deren Perithezien auf abgestorbenen Platanenblättern sich  
 finden. Doch ist in Deutschland dieser Ascomycet noch nicht beobachtet  
 worden, obgleich das *Gloeosporium* hier sehr häufig ist. — Die als *Gloeosporium*  
*valsoidum Sacc.* bezeichnete Form, welche in Italien auf  
 den jüngeren Zweigen von *Platanus occidentalis* gefunden worden ist,  
 dürfte vielleicht mit unserm Pilze identisch sein, da sie auch in Größe und  
 Gestalt der Sporen mit diesem übereinstimmend angegeben wird, was also  
 bedeuten würde, daß derselbe auch auf den Zweigen vorkommt.

b) *Gloeosporium Platani Oud.* (*Fusarium Platani Mont.*), soll auf  
 der unteren Blattseite von *Platanus occidentalis* und *orientalis* in Belgien und  
 Holland, Frankreich und Italien vorkommen. Die Sporen haben dieselbe Größe

<sup>1)</sup> *Fungi pomicoli*, pag. 58.

<sup>2)</sup> Vergl. Cornu, Journ. de Bot. 1887, pag. 188. Henri, Revue  
 des caux et forêts 1887, Roumeguère, Revue mycol. 1887, pag. 177.

<sup>3)</sup> Vergl. Southworth, Journ. of Mycology. 1889, V., pag. 51, und  
 Galfsted, Garden and Forest 1890, pag. 295.

<sup>4)</sup> *Selecta Fung. Carpol.* III, pag. 93.

- wie die des vorigen, sollen aber mehr spinselförmig sein. Ob der Pilz spezifisch verschieden vom vorigen ist, möchte zweifelhaft sein.
- Auf Caryophyllaceen.** 16. Auf Caryophyllaceen. *Marsonia Delastrii* Sacc. (*Gloeosporium Delastrii de Lacr.*), auf braunen Blattflecken junger Pflanzen von *Agrostemma Githago*, *Lychnis dioica*, *chalcadonica* und *Silene inflata*. Sporen verlängert keulenförmig, an der Basis mit 1–3 Scheidewänden. Fiedler hält diesen Pilz für den Conidienzustand von *Pyrenopeziza Agrostemmati Fockel*, deren Fruchtkörper an den abgestorbenen unteren Blättern dieser Pflanze gefunden wurden.
- Auf Ranunculaceen.** 17. Auf Ranunculaceen. *Gloeosporium Ficariae* Cooke, auf den Blättern von *Ficaria ranunculoides* in England.
- Auf Magnoliaceen.** 18. Auf Magnoliaceen. a) *Gloeosporium Liriodendri* E. et E. auf Blättern von *Liriodendron tulipifera* in Nordamerika.  
b) *Gloeosporium Magnoliae* Pass., auf Blättern von *Magnolia fuscata* in Italien.  
c) *Gloeosporium Haynaldianum* Sacc. et Roum., auf Blättern von *Magnolia grandiflora* in den Ardennen.
- Auf Berberideen.** 19. Auf Berberideen. *Gloeosporium Berberidis* Cke., auf *Berberis asiatica* in Siew.
- Auf Lauraceen.** 20. Auf Lauraceen. *Gloeosporium nobile* Sacc., auf den Blättern von *Laurus nobilis*.
- Auf Violaceen.** 21. Auf Violaceen. *Marsonia Violae* Sacc. (*Gloeosporium Violae* Pass.), auf Blättern von *Viola biflora* in Italien.
- Auf Myricariaceen.** 22. Auf Myricariaceen. *Marsonia Myricariae* Rostr., auf Blättern von *Myricaria germanica* in Norwegen.
- Auf Cruciferen.** 23. Auf Cruciferen. *Gloeosporium concentricum* Berk. et Br., auf Blättern von *Brassica*.
- Auf Capparidaceen.** 24. Auf Capparidaceen. *Gloeosporium hians* Penz. et Sacc., auf Blütenknospen von *Capparis spinosa* in Italien.
- Auf Gistaceen.** 25. Auf Gistaceen. *Gloeosporium phacidioides* Speg., auf den Blättern von *Helianthemum vulgare* in Italien.
- Auf Vitaceen.** 26. Auf Vitaceen. a) *Gloeosporium ampelophagum* Sacc. (*Phoma uvicola* Arang., *Sphaeloma ampelinum* de By.), der schwarze Brenner oder das Fech der Reben, oder die Anthracose. Bei dieser Krankheit des Weinstocks bilden sich auf allen grünen Teilen, Blättern, Blattstielen, Internodien und Ranken sowohl wie Beeren braune, etwas vertiefte, mit einem dunkleren, wulstigen Rande versehene Flecke, welche zuerst ganz klein sind und allmählich an Umfang zunehmen, wobei sie gewöhnlich im Umriß abgerundete Ausbuchtungen mit spigen Winkeln dazwischen zeigen, wie ein Geschwür weiter fressend. Die braune Mitte ist vollständig abgestorben und geht durch die ganze Dicke des Blattes, so daß dieses endlich durchlöchert werden kann. Auf den Blättern treten die Flecke bisweilen in großer Anzahl auf; dann schrumpft das Blatt bald zusammen, bräunt sich und verdirbt. Erscheinen die Flecke an den jungen Trieben, so werden diese samt den daran sitzenden jungen Blättern schnell zerstört, schrumpfen und sehen schwarz, wie verbrannt aus. Schon härter gewordene Triebe widerstehen zwar länger, aber die Flecke fressen hier nicht nur im Umfange weiter, sondern das Gewebe wird auch bis an das Holz färs, und dann

1) l. c., pag. 395.

sterben die Stengel endlich auch ab. Ebenso können die Beerenansätze durch die Krankheit zerstört werden.

Es kann zweifelhaft sein, ob den vielen Nachrichten, die in den letzten Jahrzehnten über die Nebenkrankheit obigen Namens veröffentlicht worden sind, überall dieselbe Krankheit und derselbe Pilz zu Grunde gelegen haben. Diejenige Krankheit aber, welche nach Meyen<sup>1)</sup> schon in den 30er Jahren überaus verderblich in den Gärten in der Nähe von Berlin auftrat, und die von diesem Forscher unter dem Namen „Schwindpocken“ umständlich behandelt worden ist, stimmt nach den beschriebenen Symptomen und nach den Angaben über den dabei gefundenen Pilz so sehr überein mit derjenigen Krankheit, welche neuerdings durch de Bary's<sup>2)</sup> Untersuchungen bekannt geworden ist, daß sich kaum an der Identität zweifeln läßt. Gegenwärtig ist man beinahe in allen weinbauenden Ländern auf die Krankheit aufmerksam geworden.

Der Pilz, welcher diese Krankheit verursacht, ist von de Bary 1873 unter dem Namen *Sphaeloma ampelinum* beschrieben worden. Seine Fäden verbreiten sich zuerst in der Außenwand der Epidermiszellen, treten dann an die Oberfläche und verflechten sich hier zu dichten Knäueln, auf denen Büschelchen kurzer, dicker Ästchen getrieben werden, die als Conidienträger auf ihrer Spitze kleine, 0,005–0,006 mm lange, ellipsoide, farblose Sporen abgibt. Durch Tau und Regen werden diese Sporen verbreitet. De Bary hat sie mit Wassertropfen auf gesunde grüne Rebenenteile gebracht, wo sie keimten, ihre Keimschläuche eindringen und nach etwa acht Tagen an den befallenen Punkten wieder die charakteristischen geschwürartigen Flecke erzeugten. Cornu<sup>3)</sup> hat die anatomischen Veränderungen, die der Pilz namentlich an den Stengeln hervorbringt, genauer untersucht. Hier wird der junge Kork befallen, und zwar dessen äußere Lage. Es bildet sich ein brauner, abgestorbener, eingesunkener Fleck, der später im Centrum weiß oder grau wird. Da das Gewebe abgestorben ist, so entsteht infolge des Dickenwachstums der benachbarten Teile eine Wunde. Die angrenzenden Zellen wachsen und teilen sich, und eine Korklage sucht die gebräunten und kariösen Stellen abzugrenzen. Die Markstrahlen strecken sich sächerförmig; das Holz verändert sich nur insofern, als das Cambium unregelmäßige Contour bekommt. An den Beeren erfolgt Verrotten der Epidermis und der darunter liegenden Schichten, die sich bräunen und schwärzen; auch unter ihnen bildet sich eine Korkschicht. Die Flecke entsprechen Tau- oder Regentropfen, welche kapillar zwischen den Beeren festgehalten werden und offenbar das Vehikel für die Sporen sind. Bereits de Bary hat in Begleitung seines *Sphaeloma* in alten Flecken, besonders, wenn sie feucht gehalten werden, auch noch wirkliche Pythiden, die unter die Oberfläche eingesenkt sind, gefunden; die Zusammengehörigkeit mit dem Conidiumpilze mußte er aber unentschieden lassen. Cornu<sup>4)</sup> hat ebenfalls angegeben, daß der Pilz der Anthracose in seltenen Fällen auch in Porphyrdenform (*Phoma*) fruktifiziert. Bald darauf hat H. Göthe<sup>5)</sup> nicht nur

<sup>1)</sup> Pflanzenpathologie, pag. 204, wo auch die ältere Literatur zu finden.

<sup>2)</sup> Bot. Zeitg. 1874, pag. 451.

<sup>3)</sup> Soc. bot. de France, 26. Juli 1878.

<sup>4)</sup> Compt. rend. 1877, pag. 208.

<sup>5)</sup> Mitteilungen über den schwarzen Brenner u. Berlin und Leipzig 1878.

die de Bary'schen Beobachtungen bestätigt, sondern auch die Pyreniden aufgefunden, welche sich im Winter an dem erkrankten Holze zu bilden pflegen. Manche Botten bekommen nämlich rundliche Erhebungen, die aus vergrößerten Zellen bestehen und im Innern kleine, rundliche Behälter bilden, in denen die dem Sphaceloma ähnlichen ovalen Sporen abgefehnürt werden. Letztere sind im Frühling keimfähig, und es konnte durch sie auf grünen Zellen der Brenner wieder erzeugt werden. Es sind also dies die Wintersporen des Brenners. Man darf daher wohl annehmen, daß diese Fructification die vollkommene Pyrenidenfrucht darstellt, und daß die zuerst als Sphaceloma bezeichneten Conidienbildungen nur unvollkommene Pyrenidenfrüchte desselben Pilzes sind.

Frage der Identität mit andern Pilzen.

In Nordamerika kennt man seit längerer Zeit unter dem Namen Black Root (schwarze Fäule) eine Rebenkrankheit, die de Bary für identisch mit der europäischen hielt, was jedoch nach Prillieux<sup>1)</sup> und andern nicht der Fall ist (vergl. die unten unter Phoma genannten Parasiten des Weinstocks). Wahrscheinlich gehört aber hierher die in Italien beobachtete Krankheit der Reben und Weinbeeren, die man dort „Nebel“ (nebbia), „Blattiem“ (vajolo), „Pusteln“ (pustola) oder „Blasen“ (bolla) genannt hat. Nach den Exemplaren, welche unter Nr. 2266 der Rabenhof'schen Fungi europaei mit dem jedenfalls wenig passenden Namen *Ramularia ampelophaga* Passer.<sup>2)</sup> vertieft worden sind, zeigen die Blattflecken die größte Ähnlichkeit mit denen des schwarzen Brenners. Auf der Mitte derselben befindet sich ein weißlicher, mehliger Überzug, der von sehr feinen, aus dem Innern des schnell verderbenden Gewebes hervorkommenden, dicht verwebten Pilzhypphen gebildet wird, auf denen unmittelbar kleine, eiförmige Sporen abgefehnürt zu werden scheinen; mehr kann ich an dem trocknen Material nicht erkennen. Der Pilz erinnert daher sehr an den von de Bary beobachteten. Die Wirkung des Schmarogers ist eine äußerst heftige: die kranke Stelle schwindet rasch zusammen, zerbröckelt und durchlöchert das Blatt. Arcangel<sup>3)</sup> sieht in der von ihm bei Pisa beobachteten Krankheit die wirkliche Anthracose, nennt aber den Pilz *Phoma uvicola* Arang. Hierauf hat Saccardo<sup>4)</sup> die beiden eben genannten Pilznamen als mykologisch unrichtig verworfen und glaubt den Schmaroger (*Gloeosporium ampelophagum* Sacc. nennen zu müssen. Auch Thümen<sup>5)</sup> hielt den Saccardo'schen Pilz für identisch mit de Bary's Sphaceloma. Ob der junge Pilz, welcher in England in den Treibhäusern auf halbreifen Weinbeeren rotbraune Flecke bildet, die zuletzt die ganze Beere einnehmen, und welchen Berkeley *Ascochyta rufo-maculans*, Thümen<sup>6)</sup> *Gloeosporium rufo-maculans* genannt hat, wirklich ein *Gloeosporium* und etwa mit dem in Rede stehenden identisch ist, konnte ich nicht entscheiden.

<sup>1)</sup> L'anthracose de la vigne etc. Bull. de la soc. de France, 14. Nov. 1879.

<sup>2)</sup> La Nebbia del Moscatello etc. Parma 1876.

<sup>3)</sup> Nuova giornale botan. Italiano. 1877, pag. 74.

<sup>4)</sup> Rivista de Vitecolt. ed Enologia ital. 1877, pag. 494. Urtiert in Zuff. Bot. Jahresber. für 1877, pag. 153.

<sup>5)</sup> Die Pilze des Weinstocks. Wien 1878, pag. 9 und 18. — Fungi pomicoli. Wien 1879, pag. 63 und 124.

<sup>6)</sup> Fungi pomicoli, pag. 61.

Der Brenner dürfte vielfach durch Einführung von Meben mit schon <sup>gegenmaßregeln</sup> erkranktem Holze in die Weinberge gelangen. Die Bekämpfungsmittel bestehen in dem Durchschneiden und Verbrennen des kranken Holzes im Herbst und in dem Abschneiden und Verbrennen der befallenen jungen Triebe im Frühling. Bespritzungen der Weinstöcke mit Kupfervitriol-Kalkbrühe ist auch gegen diese Krankheit empfohlen worden. Die Abreibung der Ruten im Februar und März mit 5 prozentiger Eisenvitriollösung soll das Auftreten der Krankheit einschränken.

b) *Gloeosporium crassipes* Speg., in Oberitalien auf den Beeren <sup>Andre Klein-  
Gloeosporium-  
Arten.</sup> des Weinstocks, große, über die ganze Beere sich verbreitende Flecke von graubrauner Farbe mit schwärzlichem Rande bildend. Die Hyphen unter der Epidermis, fast kegelförmig hervorstehend, enthalten sehr dicke Tragzellen, auf denen 0,02–0,03 lange, elliptische oder nierenförmige Conidien abgeordnet werden.

c) *Gloeosporium Physalosporae* Cav., in Italien auf trocknen Flecken der Weinbeeren in Gemeinschaft mit *Physalospora Baccarum*, zu welcher der Pilz vielleicht als Conidienform gehört; die Sporen sind cylindrisch oder spinselförmig, 0,014–0,020 mm lang.

d) *Gloeosporium pestiferum* C. et M., auf den Trieben, Blattstielen, Blütenstielen und Beeren von *Vitis vinifera* in Australien, sehr schädlich<sup>1)</sup>. Von *Sphaeloma ampelinum* durch die größeren, 0,014 bis 0,015 mm langen Sporen unterschieden.

e) *Septogloeum Ampelopsidis* Sacc. (*Gloeosporium Ampelopsidis* Ell. et Ev.), auf Blättern von *Ampelopsis quinquefolia* in Amerika.

27. Auf Aceraceen. a) *Gloeosporium acerinum* West., auf Blättern von *Acer Pseudoplatanus* und *platanoides*.

b) *Gloeosporium Aceris* Cooke, auf Blättern von *Acer rubrum* in Amerika.

c) *Septogloeum acerinum* Sacc. (*Gloeosporium acerinum* Pass.), auf Blättern von *Acer campestre* in Italien.

d) *Gloeosporium Saccharini* Ell. et Ev., auf Blättern von *Acer saccharinum* in Amerika.

e) *Gloeosporium campestre* Pass., auf Blättern von *Acer campestre* in Italien.

f) *Marsonia truncatula* Sacc., auf Blättern von *Acer campestre* und *Negundo*.

28. Auf Anacardiaceen. *Gloeosporium Toxicodendri* E. et M., auf *Rhus Toxicodendron* in Amerika. <sup>Auf  
Anacardiaceen.</sup>

29. Auf Geraniaceen. *Gloeosporium Pelargonii* Cooke et Mass., auf Geraniaceen. <sup>Auf Geraniaceen.</sup> auf den Blättern kultivierter Pelargonien in England.

30. Auf Buraceen. *Gloeosporium pachybasium* Sacc., auf Buraceen. Blättern von *Buxus sempervirens* in Frankreich und Italien.

31. Auf Celastraceen. a) *Marsonia Thomasiana* Sacc., auf <sup>deu</sup>Blättern von *Evonymus latifolius*. <sup>Auf Celastraceen.</sup>

b) *Septogloeum carthasianum* Sacc., auf Blättern von *Evonymus europaeus* in Italien.

32. Auf Hypericaceen. *Gloeosporium cladosporioides* Ellis. et <sup>Auf</sup> *Halsted*, auf Blättern und Stengeln von *Hypericum mutuum* in Nordamerika. <sup>Auf Hypericaceen.</sup>

<sup>1)</sup> Vergl. Garden. Chronicle, 17. Jan. 1891.

## Auf Aurantiaceen.

33. Auf Aurantiaceen. a) *Gloeosporium Aurantiorum* *Wint.*, auf großen, unregelmäßigen Blattflecken von *Citrus Aurantium* in Belgien. Sporen 0,003 mm lang.

b) *Gloeosporium intermedium* *Sacc.*, auf Blättern von *Citrus Aurantium* in Frankreich und Italien häufig; Sporen 0,014–0,018 mm lang.

c) *Gloeosporium Hendersonii* *B. et Br.*, auf Blättern von *Citrus Aurantium* in Gewächshäusern in England; Sporen 0,012–0,015 mm lang.

d) *Gloeosporium Hesperidearum* *Catt.*, auf großen Blattflecken der Citrus-Arten in Italien; Sporen 0,014–0,018 mm lang.

e) *Gloeosporium depressum* *Penz.*, ebenbafelöst, Sporen 0,007 bis 0,0085 mm lang.

f) *Gloeosporium Spegazini* *Sacc.*, *citricolum* *Cooke et Mass.*, und *hysterioides* *Ell. et Ev.*, auf den Blättern von Citrus-Arten.

## Auf Tiliaceen.

34. Auf Tiliaceen. *Gloeosporium Tiliae* *Oud.*, auf Blättern von Tila-Arten.

## Auf Ribesiaceen.

35. Auf Ribesiaceen. a) *Gloeosporium Ribis* *Mont. et Dem.*, auf kranken Blattflecken der Stachel- und Johannisbeeren, Hyphiden an der oberen Blattseite; Conidien 0,010 mm lang, länglich, gefrümmt.

b) *Gloeosporium curvatum* *Oudem.*, auf Blattflecken von *Ribes nigrum*; Hyphiden an der unteren Blattseite, Conidien länglich, sichelförmig gefrümmt, 0,014–0,020 mm lang.

c) *Gloeosporium tubercularioides* *Sacc.*, auf Blättern von *Ribes aureum*, ohne Flecke zu erzeugen. Sporen 0,012–0,015 mm lang.

## Auf Cactaceen.

36. Auf Cactaceen. *Gloeosporium Cerei* *Pass.*, und *Gloeosporium amoenum* *Sacc.*, auf *Cereus* in Italien.

## Auf Araliaceen.

37. Auf Araliaceen. a) *Gloeosporium Helicis* *Oudem.*, auf den Blattflecken von *Hedera Helix*, Sporen 0,022 mm lang.

b) *Gloeosporium paradoxum* *Fuekel*, auf den Blättern von *Hedera Helix*, ohne Flecke zu bilden, Sporen 0,012–0,015 mm lang. Als Ascosporenfrucht wird der Discomycet *Trochila Craterium* angesehen.

## Auf Onagraceen.

38. Auf Onagraceen. a) *Gloeosporium Epilobii* *Pass.*, auf Blättern von *Epilobium angustifolium* in Frankreich.

b) *Marsonia Chamaenerii* *Reistr.*, auf Blättern von *Epilobium angustifolium* in Grönland.

## Auf

## Thymelaeaceen.

39. Auf Thymelaeaceen. a) *Marsonia Daphnes* (*Gloeosporium Daphnes* *Oud.*), auf Blättern von *Daphne Mezereum* in Frankreich und Holland.

b) *Marsonia andurnensis* *Sacc.*, auf den Stengeln von *Passerina annua* in Italien.

## Auf Rosaceen.

40. Auf Rosaceen. a) *Gloeosporium Potentillae* *Oud.*, auf *Potentilla anserina* und *Fragaria* in Amerika.

b) *Marsonia Potentillae* *Fisch.* (*Septoria Potentillarum* *Fuekel*), auf den Blättern von Potentilla-Arten.

c) *Gloeosporium Fragariae* *Mont.*, auf dunkelroten in der Mitte schwärzlichen Blattflecken der Erdbeeren, Sporen cylindrisch.

d) *Gloeosporium Sanguisorbae* *Fuekel*, auf braunen Flecken der Blätter von *Sanguisorba officinalis*, Hyphiden unterseits, Sporen länglich

e) *Gloeosporium venetum* *Spag.* (*Gloeosporium necator* *Ellis. et Ev.*), ist nach Scribner<sup>1)</sup> die Ursache der Himbeer-Anthracoze, eine Krankheit, welche in Nordamerika unter Himbeeren und Brombeeren verbreitet ist. Sie erscheint auf den Stengeln als kleine, purpurne, später in der Mitte weißgraue, rotgesäumte Flecke, die immer mehr zusammenfließen und schließlich den ganzen Stengelumfang einnehmen, worauf die Stengel erkranken, kleine Blätter zeigen, und ihre Früchte nicht oder unvollkommen reifen. Auch auf Blattstielen und Rippen erscheinen kleine Flecke, wobei das Blatt sich einwärts rollt. Die Blattflecke trocknen oft bald zusammen und fallen aus, so daß das Blatt durchlöchert erscheint. Die Mycelfäden wachsen zwischen den Zellen, in den Stengeln auf Rinde und Cambium beschränkt. Die Hyphen entleeren die sehr kleinen, farblosen, ovalen oder länglichen Conidien in Schleim eingebettet. Derselben Keimen leicht; ihr Eindringen in die Pflanze ist aber noch nicht beobachtet worden; ebensowenig die Überwinterung des Pilzes.

41. Auf Pomaceen. a) *Gloeosporium Cydoniae* *Mont.*, auf Auf Pomaceen. braunen Blattflecken von *Cydonia vulgaris*, Hyphen zahlreich, sehr klein, schwärzlich, mit weißlichen, ausgefloßenen Sporenmassen, Sporen cylindrisch, gerade.

b) *Gloeosporium minutulum* *Br. et Ev.*, an den Blattrippen von *Mespilus* und *Cydonia* in Italien.

c) *Gloeosporium fructigenum* *Berk.*, auf unreifen Äpfeln ebenfalls von Verfeley<sup>2)</sup> in England, später auch in Nordamerika beobachtet, die Bitterfäule der Äpfel veranlassend. An der noch am Baume hängenden Frucht bilden sich einzelne, runde, braune Flecke, welche sich mit kleinen, schwarzen, erhabenen Pünktchen bedecken. Letzteres sind die Hyphen, in welchen unregelmäßig cylindrische, 0,02—0,03 mm lange Sporen gebildet werden. Nach den in Amerika gemachten Beobachtungen<sup>3)</sup> keimen die Sporen leicht, infizieren aber nur solche Äpfel, welche an ihrer Schale vorher verletzt worden sind.

d) *Gloeosporium versicolor* *Berk. et Curt.*, auf Äpfeln in Nordamerika, soll von vorigem verschieden sein<sup>4)</sup>, da die Sporen keulenförmig, 0,01 mm lang sind.

42. Auf Amygdalaceen. a) *Gloeosporium laeticolor* *Berk.* Auf den Pfirsichen und Aprikosen finden sich nach Verfeley<sup>5)</sup> in England, nach Klein<sup>6)</sup> auch in Baden oft kreisrunde, eingedrückte, misfarbige Flecke, die von einem helleren, breiten Rande umgeben, in der Mitte weißlich ausgebleicht sind. Auf ihnen befinden sich zahlreiche winzige, lachsfarbene Pusteln, welche die die Epidermis durchbrechenden Hyphen darstellen. Die Sporen sind länglich-spindelförmig, 0,016—0,017 mm lang.

<sup>1)</sup> Report of the chief of the section of veget. pathol. for the year 1887. Departem. of agricult. Washington 1888, pag. 357.

<sup>2)</sup> Gardener's Chronicle 1856, pag. 245.

<sup>3)</sup> Report of the chief of the section of veget. pathol. Departem. agric. for the year 1887. Washington 1888, pag. 348.

<sup>4)</sup> Grevillea III., pag. 13.

<sup>5)</sup> Gardener's Chronicle 1859, pag. 604.

<sup>6)</sup> Jahresber. d. Sonderausf. f. Pflanzenesch. im Jahrb. d. deutsch. Bandw.-Gesellsch. 1893, pag. 430.



b) *Gloeosporium prunicolum* E. et E., auf Blättern von *Prunus virginiana* in Amerika.

c) *Gloeosporium ovalisporum* E. et E., auf Blättern von *Prunus serotina* in Amerika.

Auf Leguminosen. 43. Auf Leguminosen. a) *Gloeosporium Cytisi* B. et Br., auf Blättern von *Cytisus Laburnum* in England.

b) *Gloeosporium Trifolii* Peck., auf *Trifolium pratense* in Amerika.

c) *Gloeosporium Meliloti* Trel., auf *Melilotus alba* in Amerika.

d) *Marsonia Meliloti* Trel., auf Stengeln von *Melilotus alba* in Amerika.

e) *Gloeosporium Morianum* Sacc., auf kranken, oedergelben Flecken der Blätter der Luzerne in Oberitalien; die punktförmigen, bräunlichen Pusteln befinden sich an der oberen, seltener an der unteren Blattoberseite; die Sporen sind länglich cylindrisch, gerade, farblos, 0,006—0,007 mm lang.

f) *Gloeosporium Medicaginis* E. et E., auf den Blättern von *Medicago sativa* in Nordamerika.

g) *Gloeosporium Lindemuthianum* Sacc., die Fleckenkrankheit der Bohnenhülsen. An den noch grünen, unreifen Hülsen von *Phaseolus vulgaris* (Busch- und Stangenbohnen) treten nicht selten braune, eingesunkene, von einem etwas wulstigen Rande umgebene Flecke auf, die bis über 1 cm im Durchmesser erreichen können und oft in großer Anzahl auf einer Frucht auftreten (Fig. 70). Die letztere wird dadurch oft schon frühzeitig verdorben, kann aber auch bis zur Bildung reifer Samen sich entwickeln, wenn die Flecke erst in späterer Zeit auf den schon fast reifen Hülsen auftreten. Die Krankheit kam in der neueren Zeit bei uns nicht selten vor und ist in manchen Jahren so stark gewesen, daß fast keine gesunde Bohne geerntet wurde. Der Parasit, welcher diese Krankheit verursacht, ist von mir genauer untersucht worden<sup>1)</sup>. Seine farblosen oder bräunlichen, gegliederten Mycelfäden durchbohren die Zellwände und füllen die Zellen aus, wodurch das Gewebe zerstört wird. Noch vor völliger Zerstörung des letzteren bildet das Mycelium die als kleine, dunkle Pünktchen auf den kranken Flecken erscheinenden Pusteln zwischen der Epidermis und der Cuticula. Ein flaches Lager zahlreicher kurzer Tragzellen, welches auf der Epidermis sitzt, wird nur von der Cuticula überdeckt (Fig. 71). Die länglich cylindrischen, einzelligen, geraden oder etwas gekrümmten, farblosen, 0,015—0,019 mm langen Conidien werden in einem hellgrauen Schleimhäufchen durch die aufsteigende Cuticula entleert. Die Conidien konnte ich bei Aussaat in Wasser in 24 Stunden zur Keimung bringen. Auf leblosen Unterlage treiben sie einen gewöhnlichen langen Keimschlauch, an welchem sich wieder sekundäre Conidien von typischer Form bilden können. Auf eine Bohnenhülse ausgesät treibt dagegen die keimende Conidie sogleich eine Ausfackung, welche sich als abgeflachte Anschwellung fest auf die Oberhaut der Frucht aufbrückt und eine verdickte, violettgefärbte Membran bekommt. Dieses Organ funktioniert als Appressorium (Anheftungsapparat); denn es treibt aus seiner Unterseite einen feinen, farblosen

<sup>1)</sup> Über einige neue und weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. Landwirtschaft. Jahrbücher 1883, pag. 511 und Ber. d. deutsch. bot. Ges. I. 1883, pag. 31.

Zorfaß, welcher die Außenwand der Epidermiszelle durchbohrt und dann in Form eines erweiterten, darmartig gewundenen Fadens den Innenraum der Epidermiszelle ausfüllt, um von hier aus als Mycelium in die benachbarten Zellen weiter zu dringen. Diese Infektion geschieht in ziemlich kurzer Zeit. Meine Infektionsversuche, bei denen auf gesunde Bohnenhülsen Tröpfchen sporenhaltigen Wassers an bestimmten Punkten aufgegeben wurden, schlugen alle prompt an, indem genau an den Infektionspunkten bereits fünf Tage nach der Aussaat die charakteristischen franken verpilzten Flecke sich gebildet hatten. Ansäaten auf Gurken und andre Pflanzen blieben erfolglos, woraus erhellt, daß der Pilz ein für die Bohnenpflanze spezifischer Parasit ist. Ich habe auch nachweisen können, daß der Pilz durch den Samen übertragen wird. Die verpilzten Flecke gehen nämlich durch die ganze Fruchtwand hindurch und das Mycelium gelangt so auch auf den darunter liegenden Samen, in dessen Schale und Cotyledonen er ebenfalls eindringt. Geschieht dies zu einer Zeit, wo der Samen nahezu reif ist, so bildet sich derselbe trotz der verpilzten Stelle, die er bekommen hat und die äußerlich am Samen durch braune oder schwärzliche Färbung der Schale sich verrät, doch im übrigen normal aus und ist keimfähig. Aber solche Keimpflanzen haben eben schon erblich von der Mutterpflanze her den Parasiten in sich; die Cotyledonen zeigen bei der Keimung ihren verpilzten franken Fleck, auf welchem dann auch bald die Pflänzchen des Pilzes wieder gebildet werden. Von diesen aus geschieht dann weitere Infektion der größer werdenden Pflanze; dieselbe zeigt nach und nach am Stengel und am Blattstiele und zuletzt auch auf den jungen Hülsen durch den Pilz hervorgerufene braune Flecke. Besonders die dem Erdboden genäherten Früchte, werden leicht befallen.

Als Gegenmittel käme zunächst in Betracht, pilzfrie Samen zu verwenden. Etwas verpilzte Stellen sind durch ihre braune oder schwärzliche Farbe der Samenschale allerdings nur an den weißsamigen Sorten leicht zu erkennen; denn an den schwarzen und bunten Samen gelingt dies nur schwierig. Da Feuchtigkeit und Nässe des Bodens die Verbreitung des Pilzes sehr befördern, so ist auf möglichst freie, luftige Anlage der Kulturen Bedacht zu nehmen und dafür zu sorgen, daß die Hülsen nicht in zu nahe



Fig. 70.

**Gloeosporium Lindemuthianum.**

Mehrere Hülsen von Phaseolus mit franken Flecken, auf denen die punktförmigen Conidientager sichtbar sind.

Berührung mit dem Erdboden kommen. Buschbohnen sind darum der Krankheit auch mehr ausgesetzt als Laufbohnen. Bespritzen mit Kupfervitriol-Kalkbrühe ist auch hier empfohlen worden.

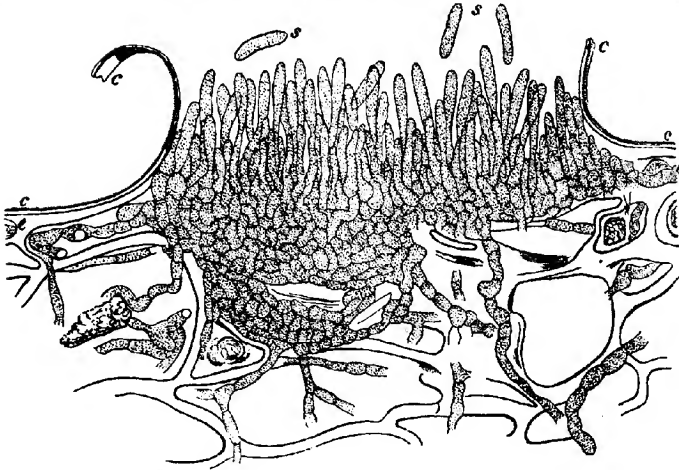


Fig. 71.

**Gloeosporium Lindemuthianum.** Durchschnitt durch ein Conidientlager, welches in der Epidermis *cc* sich entwickelt und die Cuticula *cc* durchdrungen hat. In den darunterliegenden Zellen der Fruchtschale wachsen die Myceliumfäden; bei *s* Sporen. 260fach vergrößert.

h) *Septosporium curvatum* Rabenh. Unter diesem Namen ist von A. Braun<sup>1)</sup> einen Pilz beschrieben worden, welcher zu *Gloeosporium* zu stellen sein dürfte. Er befällt die Blätter der Robinien, welche dadurch mitten im Sommer anfangs gelbliche, bald hellbraun werdende Flecke von unregelmäßiger Form bekommen, die oft den größten Teil eines Blättchens einnehmen. Die Folge ist ein baldiges Abblößen der Blättchen von dem am Baume bleibenden Blattstiele, und Abfallen derselben. An der Unterseite der braunen Flecke treten auf der Mitte derselben zahlreiche zerstreut stehende, sehr kleine Höckerchen auf, die anfangs von der Epidermis bedeckt sind, später sich öffnen und ein kleines, weißes Häufchen von Sporen hervortreten lassen. Es sind sehr kleine, in der Blattmasse sitzende Hyphen, in welchen die cylindrischen, meist geraden, oft mit einer oder zwei Querwänden versehenen, farblosen Sporen gebildet werden. Möglicherweise könnte dieser Pilz mit *Gloeosporium revolutum* Ell. et Ev., der in Nordamerika auf Blättern von Robinia gefunden wurde, identisch sein.

<sup>1)</sup> Über einige neue oder weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. Berlin 1854. Vergl. auch Thümen, Blattfleckkrankheit der Robinien. Refer. in der Hamburger Gartenzeitung 1887, pag. 424.

44. Auf Ericaceen. a) *Gloeosporium truncatum* Sacc., auf Blättern von *Vaccinium Vitis idaea*.  
 b) *Gloeosporium alpinum* Sacc., auf Blättern von *Arctostaphylos alpinus* in Tyrol.
45. Auf Oleaceen. a) *Gloeosporium fraxineum* Peck., *Gloeosporium aridum* Ell. et Ev., *Gloeosporium punctiforme* Ell. et Ev., *Gloeosporium irregulare* Peck., *Gloeosporium decipiens* E. et E., alle auf *Fraxinus americana* in Amerika.  
 b) *Gloeosporium Fraxini* Hark., auf *Fraxinus Oregana* in Amerika.  
 c) *Gloeosporium Orni* Sacc., auf Blättern von *Fraxinus Ornus* in Italien.
46. Auf Scrophulariaceen. a) *Gloeosporium Rhinanthi* Karst. et Har., an den Stengeln von *Rhinanthus hirsutus* in Frankreich.  
 b) *Marsonia Melampyri* Trail., auf Blättern von *Melampyrum arvense* in Schottland.  
 c) *Gloeosporium Veronicarum* Ces., auf den Blättern von *Veronica officinalis* und *hederaefolia*.  
 d) *Gloeosporium pruinosa* Bauml., auf *Veronica officinalis* in Ungarn.  
 e) *Gloeosporium arvense* Sacc. et Penz., auf Blättern von *Veronica hederaefolia* in der Schweiz.  
 f) *Gloeosporium Mougeotii* Desm., auf *Bartsia alpina*.
47. Auf Solanaceen. *Gloeosporium phomoides* Sacc., auf Tomaten in Amerika.
48. Auf Caprifoliaceen. *Gloeosporium tineum* Sacc., auf Blättern von *Viburnum Tinus* in Italien.
49. Auf Campanulaceen. *Marsonia Campanulae* Breda. et Allesh., auf Blättern von *Campanula latifolia*.
50. Auf Cucurbitaceen. *Gloeosporium lagenarium* Sacc. (*Fusarium lagenarium* Pass.). In England, Frankreich und Amerika hat eine durch diesen Pilz veranlasste Krankheit der Gurken und Melonen in den Treibhäusern große Verheerungen angerichtet<sup>1)</sup>. Die Früchte bekommen kreisrunde, eingefunkelte, braune Flecke, in denen der Pilz lebt und ein Sporenlager bildet, dessen Sporen als schleimige Kugeln oder Ranfen von hellroter Farbe an der Oberfläche erscheinen. Derselbe Pilz lebt auch in den Blättern und bringt hier braune Flecke hervor. Die Krankheit erscheint plötzlich und befällt alle Pflanzen. Die Gärtner geben an, daß man sie nur beseitigen könne durch Reinigen und Ausschweifen der Treibhäuser und Bestellen mit neuen Pflanzen. Auf Kürbissen kommt ein ähnlicher Pilz, *Gloeosporium orbiculare* Berk., vor, welcher nach Verfehl kleinere Sporen haben soll.
51. Auf Compositen. *Gloeosporium Kalehbrenneri* Rabenh., auf *Lula ensifolia* in Ungarn.

## II. Actinonema Fr.

Diese Gattung schließt sich im Bau den Pyreniden an die vorige an, ist aber ausgezeichnet durch das scheinbar auf der Oberfläche

Actinonema.

<sup>1)</sup> Gardener's Chronicle 1876. II, pag. 175, 269, 303, 336, 406, 495.

des Blattes sich ausbreitende Mycelium, welches strahlig nach außen laufende, dendritisch sich verzweigende, dunkle Fäden darstellt (Fig. 72 A). Dasselbe wächst aber zwischen der Epidermis und der Cuticula, ist daher nur scheinbar oberflächlich; es besteht aus ziemlich starken Fäden, die genau in einer einfachen Schicht, einer dicht am andern liegen, alle regelmäßig in radialer Richtung laufend und dabei dichotom sich verzweigend. Von diesem subcuticularen Mycelium gehen aber zahlreiche Fäden in die Epidermiszellen und zwischen die Mesophyllzellen des Blattes. An zahlreichen Punkten entstehen auf dieser subcuticularen

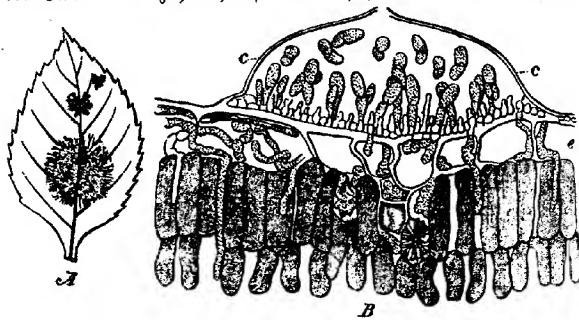


Fig. 72.

**Actinonema Rosae.** A Ein Rosenblättchen mit mehreren Pilzleiden mit punktförmigen Pycnidien. B Durchschnitt durch eine Pycnide, welche unter der Cuticula *cc* sich gebildet hat; *e* Epidermiszelle, in welchem Myceliumsfäden, ebenso wie in dem darunter liegenden Mesophyll wachsen. 350 fach vergrößert.

Faserschicht die kleinen, punktförmigen Pycnidien. Eine solche Frucht wird dadurch gebildet, daß von jenen Mycelfäden viele sehr kurze Ästchen sich abzweigen, durch welche die Cuticula gehoben wird, ohne gesprengt zu werden; sie bietet dann Raum zur Anlage der sehr flachen Pycnide (Fig. 72 B). Jene Ästchen stellen die Tragzellen dar, welche an ihrer Spitze je eine ei- oder keulenförmige, zweizellige, farblose Conidie abschnüren. Wenn dies geschieht, wird die Cuticula durch den Druck, den die sich häufenden Sporen ausüben, über diesem Lager unregelmäßig durchrisßen, worauf die Sporen frei werden. Die Cuticula stellt hier die alleinige Bedeckung des Sporenlagers dar, eine Pilzschicht beteiligt sich daran nicht (Fig. 72 Be).

Das Rosen-  
Asteroma.

1. *Actinonema Rosae* Fr. (*Asteroma radiosum* Fr.) Das Rosen-Asteroma. Auf der Oberseite der Blätter der Rosen entstehen braune Flecke von bräunlichgrauer Farbe und ungefähr kreisrunden Umriß, deren Rand ringsum in strahlig faserige Linien ausläuft, welche von den centri-

fugal weiter wachsenden, dendritisch sich verzweigenden Mycelfäden herrühren. Wegen des peripherischen Wachstums des Pilzes trifft man die Flecke je nach ihrem Alter von kaum 1 mm großem Durchmesser bis zu solchen, die fast die Breite des ganzen Blattes einnehmen. Zerstreut auf den größeren Flecken bemerkt man die mit unbewaffnetem Auge als kleine, dunkle Pünktchen erscheinenden Pusteln (Fig. 72 A). Die Conidien sind 0,015 bis 0,018 mm lang, ei- oder keulenförmig, an der etwas eingeschnürten Mitte durch eine Scheidewand zweizellig, farblos (Fig. 72 B). Die Wirkung des Pilzes auf das von ihm bewohnte Blattgewebe besteht oft in einer Rötung der Zellsäfte, worauf aber bald Absterben der Zellen unter Gelb- oder Braunfärbung des desorganisierten Zellinhaltes und der Zelhäute eintritt. Die Folge ist das vorzeitige Abfallen der Blättchen. Die Krankheit ist besonders seit dem Ausgang der siebziger Jahre in manchen deutschen Rosenzüchtereien sehr verderblich aufgetreten, indem große Rosenpflanzungen dadurch vernichtet worden sind. In Schweden ist der Pilz von Eriksson<sup>1)</sup> beobachtet worden. Die Entwicklung des Pilzes und der von ihm verursachten Krankheit ist durch meine Untersuchungen<sup>2)</sup> genauer bekannt geworden. Die aus den Pusteln entleerten Sporen keimen auf Wassertropfen in 24 Stunden. Infektionsversuche, bei denen ich Sporen auf gesunde Rosenblätter brachte, zeigten mir nach zehn Tagen neue kranke Flecke mit dem charakteristischen Pilze, wobei das Eindringen der Keimschläuche durch die Cuticula und die Entwicklung des subcuticularen Myceliums verfolgt werden konnte. Die Verbreitung des Pilzes geschieht also durch die reichlich auf den kranken Rosenblättern gebildeten Conidien. Schon das junge, noch weiche Blatt kann von dem Pilze befallen werden; aber auch während der ganzen Lebensdauer bleibt dasselbe infizierbar, und selbst auf ganz alten Blättern kann der Pilz sich noch ansiedeln, hier sogar auf schon absterbenden Partien, welche aus anderer Ursache oder wegen Alters des Blattes aufzutreten beginnen. Die Verbreitung der Sporen von Pflanze zu Pflanze kann durch den Regen und durch das Besprühen der Pflanze geschehen. Auch am Holze und an den Knospen können Sporen haften, woraus sich erklärt, warum eine Pflanze, die einmal den Pilz hatte, die Krankheit später wieder bekommt und warum die Krankheit auch durch die Augen infizierter Pflanzen auf die damit veredelten Rosen übertragen wird. Auch auf dem abgefallenen Laub setzt der Pilz seine Entwicklung und selbst die Bildung neuer Pusteln fort und kann in diesem Zustande überwintern und von dort aus im Frühlinge keimfähige Sporen auf die Rosenpflanzen gelangen lassen. Die Gegenmaßregeln gegen das Rosen-Asteroma bestehen also vorzüglich in sorgfältiger Entfernung und Verbrennung des kranken abgefallenen Laubes im Herbst. Die erkrankten Rosenstöcke sind wenn möglich zu kastrieren und durch gesunde zu ersetzen. Einführung von Pflanzen aus infizierten Rosenzüchtereien ist zu vermeiden. Die Witterungsverhältnisse sind insofern von Einfluß, als feuchtes Wetter die Verbreitung des Pilzes wesentlich begünstigt. Am meisten haben sich der Krankheit ausgesetzt erwiesene Remoultantrosen, wie überhaupt alle Varietäten mit rauer Oberfläche und starker Behaarung und Stacheln; am widerstandsfähigsten waren Thee- und Bourbonrosen, die jedoch in stark infizierten Gärtnereien auch erkrankten.

<sup>1)</sup> Bidrag till Kännedomen om vara odlade växters sjukdomar I. 1885.

<sup>2)</sup> Über das Rosen-Asteroma. Rosen-Jahrbuch I. 1883, pag. 196.

2. *Actinonema Padi Fr.* (*Asteroma Padi DC.*), bewirkt an *Prunus Padus* eine vollständige Zerstörung der Blätter. Von irgend einem Punkte der Oberseite des noch grünen Blattes aus verbreitet sich der faserige, strahlig gelappte, graue oder bräunliche, der Blattmasse fest anhaftende, weil in der Cuticula eingewachsene Pilz ringsum. In der Mitte der befallenen Stelle wird die Blattmasse braun, trocken, schrumpft und zerbröckelt, und der Pilz hört nicht eher auf zu wachsen, bis er das ganze Blatt eingenommen und zerstört hat. An zahlreichen Punkten entstehen auf diesem Mycelium die kleinen, punktförmigen, denen des vorigen Pilzes ganz ähnlichen Pykniden.

3. *Actinonema Crataegi Pers.*, auf der oberen Blattseite von *Crataegus terminalis*.

4. *Actinonema Ulmi Allesch.*, auf Blättern von *Ulmus campestris*.

5. *Actinonema Tiliae Allesch.*, auf Blättern von *Tilia*.

6. *Actinonema Podagrariae Allesch.*, auf Blättern von *Aegopodium Podagraria*.

7. *Actinonema Pirolae Allesch.*, auf Blättern von *Pirola secunda*.

8. *Actinonema Frazini Allesch.*, auf Blättern von *Fragaria excelsior*.

9. *Actinonema Lonicerae alpigenae Allesch.*, auf Blättern von *Lonicera alpigena*.

### III. Phyllosticta Pers.

**Phyllosticta.** Diese Gattung können wir durch folgende Merkmale charakterisieren. Die Pykniden sind hier vollständige Säcken, d. h. auch nach außen von einer dünnhäutigen, aus bräunlichen Pilzzellen bestehenden Hülle umgeben, die am Scheitel durch einen runden Porus geöffnet ist. Sie sitzen ebenfalls unter der Cuticula oder unter der Epidermis und sind von ungefähr kugliger oder mehr linsenförmig oder halbkugelig abgeflachter Form. Sie erzeugen kleine, einzellige und meist farblose, vorwiegend eiförmige oder oblonge Conidien. Das Hauptcharakteristikum dieser Pilze ist ihr Auftreten auf kleinen, meist kreisförmig umschriebenen franken Flecken auf Blättern; es sind also echte Blattfleckkrankheiten erzeugende Pilze. Ihre Zahl ist eine außerordentlich große; wir geben sie hauptsächlich nach der Aufzählung von Saccardo<sup>1)</sup>.

Auf Cycadeen. 1. Auf Cycadeen. *Phyllosticta cycadina Pass.*, auf den Blättern von *Cycas revoluta* im botanischen Garten zu Parma.

Auf Gramineen. 2. Auf Gramineen. a) *Phyllosticta sorghina Sacc.*, auf kleinen Blattflecken von *Sorgho*; Sporen elliptisch, farblos, 0,005 mm lang.  
b) *Phyllosticta stomaticola Bäuml.*, auf Blättern von *Arrhenatherum elatius* in Ungarn.

c) *Phyllosticta crastophylla Sacc.*, auf Blättern von *Setaria verticillata* in Italien.

Auf Cyperaceen. 3. Auf Cyperaceen. *Phyllosticta Caricis Sacc.*, auf Blättern von *Carex muricata*.

<sup>1)</sup> Sylloge fungorum III. Patavii 1884.

4. Auf Euphaceen. *Phyllosticta typhina* Sacc. und *Phyllo-* Auf Euphaceen.  
*sticta Renouana* Sacc., auf Blättern von Typha.
5. Auf Aroideen. *Phyllosticta acorella* Sacc. und *Phyllo-* Auf Aroideen.  
*sticta Acori Oud.*, auf *Acorus Calamus*.
6. Auf Palmen. *Phyllosticta Cocos Cooke* und *Phyllosticta* Auf Palmen.  
*coccinea* Sacc., auf Blättern von *Cocos nucifera*.
7. Auf Liliaceen. a) *Phyllosticta liliicola* Sacc., auf den Auf Liliaceen.  
Blättern von *Lilium candidum*.  
b) *Phyllosticta Draconis Berk.*, auf den Blättern von *Dracaena*  
Draco.
- c) *Phyllosticta cruenta (Fr.) Sacc.*, auf *Polygonatum multiflorum*.
- d) *Phyllosticta Aloë Kalk.*, auf *Aloë latifolia*.
- e) *Phyllosticta Cordylines* Sacc. et Berl., auf *Cordylina termi-*  
*nalis* in England.
- f) *Phyllosticta Danaë Pass.*, auf *Ruscus racemosus* in Frankreich.
- g) *Phyllosticta ruscicola Dur. et Mont.*, auf *Ruscus*.
- h) *Phyllosticta Uvariae Berk.*, auf *Uvaria*.
8. Auf Dioscoreaceen. a) *Phyllosticta Tami* Sacc., auf Auf  
*Tamus communis* in Italien. Dioscoreaceen.  
b) *Phyllosticta Dioscoreae Cooke*, auf *Dioscorea*.
9. Auf Orchidaceen. *Phyllosticta Dunkelaeri West.*, auf den Auf Orchidaceen.  
Blättern von festsitzendem *Oncidium* in Belgien.
10. Auf Alismaceen. a) *Phyllosticta Alismatis* Sacc. et Speg. Auf Alismaceen.  
und *Phyllosticta Curreyi* Sacc., auf *Alisma Plantago*.  
b) *Phyllosticta sagittifolia Brun.*, auf *Sagittaria sagittifolia* in  
Frankreich.
11. Auf Potamogetonaceen. *Phyllosticta potamia Cke.*, auf Auf Pota-  
Potamogeton in England. mogetonaceen.
12. Auf Betulaceen. a) *Phyllosticta betulina* Sacc., auf den Auf Betulaceen.  
Blättern von *Betula alba*, vielleicht zu *Sphaerella maculiformis* gehörig,  
mit der sie zusammen vorkommt.  
b) *Phyllosticta alnigena Thüm.*, auf den Blättern von *Alnus*  
*cordifolia*.  
c) *Phyllosticta alnicola C. Mass.*, auf *Alnus glutinosa*.  
d) *Phyllosticta Carpini Schulz.*, und *Phyllosticta carpinea*  
Sacc., auf den Blättern von *Carpinus Betulus*.  
e) *Phyllosticta Coryli West.*, und *Phyllosticta corylaria*  
Sacc., auf den Blättern von *Corylus Avellana*.
13. Auf Cupuliferen. a) *Phyllosticta Quercus* Sacc., auf Auf Cupuliferen.  
Eichenblättern.  
b) *Phyllosticta globulosa Thüm.*, auf Blättern von *Quercus*  
*pedunculata*.  
c) *Phyllosticta quercea Thüm.*, auf Blättern von *Quercus pubescens*.  
d) *Phyllosticta ilicina* Sacc., und *Phyllosticta Quercus*  
*Ilicis* Sacc., auf Blättern von *Quercus Ilex*. *Phyllosticta ilicicola*  
*Pass.* ist vielleicht damit identisch.  
e) *Phyllosticta phomiformis* Sacc., auf *Quercus alba*.  
f) *Phyllosticta vesicatoria Thüm.*, auf *Quercus cinerea*.  
g) *Phyllosticta Quercus rubrae W. R. Gr.*, auf *Quercus rubra*  
in Nordamerika.



- b) *Phyllosticta Ell. et Langl.*, auf *Quercus virens* in Nordamerika.  
 i) *Phyllosticta maculiformis Sacc.*, und *Phyllosticta Nubecula Pass.*, auf den Blättern von *Castanea vesca*, vielleicht zu *Sphaerella maculiformis* gehörig.
- Auf Salicaceen. 14. Auf Salicaceen. a) *Phyllosticta populea Sacc.*, *Phyllosticta Aleides Sacc.* und *Phyllosticta cinerea Pass.*, auf der oberen Blattseite von *Populus alba*.  
 b) *Phyllosticta bacteriiformis (Pass.) Sacc.* und *Phyllosticta populina Sacc.*, auf Blättern von *Populus nigra*.  
 c) *Phyllosticta Populorum Sacc.*, auf Blättern von *Populus balsamifera*.  
 d) *Phyllosticta salicicola Thüm.*, auf *Salix alba* in Frankreich.
- Auf Myricaceen. 15. Auf Myricaceen. *Phyllosticta Myricae Cooke*, auf *Myrica cerifera* in Amerika.
- Auf Urticaceen. 16. Auf Urticaceen. a) *Phyllosticta Urticae Sacc.*, auf *Urtica dioica* in Italien.  
 b) *Phyllosticta Cannabis Spetz.*, auf Blattflecken von *Cannabis sativa*, Sporen elliptisch-cylindrisch, gerade oder gekrümmt, 0,004—0,006 mm lang.  
 c) *Phyllosticta Humuli Sacc. et Spetz.*, auf dunkelbraunen Blattflecken des Hopfens; Sporen oblong, gerade oder gekrümmt, 0,006—0,009 mm lang.
- Auf Moraceen. 17. Auf Moraceen. a) *Phyllosticta morifolia Pass.*, auf *Morus alba*.  
 b) *Phyllosticta osteospora Sacc.*, auf Blättern von *Morus*, auch auf *Rhamnus* und *Populus*.  
 c) *Phyllosticta sycophila Thüm.*, und *Phyllosticta Caricae C. Mass.*, auf Blättern von *Ficus Carica*.
- Auf Ulmaceen. 18. Auf Ulmaceen. a) *Phyllosticta ulmicola Sacc.*, *Phyllosticta ulmaria Pass.* und *lacerans Pass.*, auf den Blättern von *Ulmus campestris*.  
 b) *Phyllosticta Celtidis Ell. et Kell.*, auf den Blättern von *Celtis occidentalis* in Nordamerika.  
 c) *Phyllosticta destruens Desm.*, auf *Celtis australis*.
- Auf Platanaceen. 19. Auf Platanaceen. *Phyllosticta Platani Sacc.*, auf untern Blattseiten von *Platanus orientalis*.
- Auf Polygonaceen. 20. Auf Polygonaceen. a) *Phyllosticta Polygonorum Sacc.*, auf Blättern von *Polygonum Persicaria*.  
 b) *Phyllosticta Nieliana Roum.*, auf *Polygonum Bistorta* in Frankreich.  
 c) *Phyllosticta Rheif Ell. et Ev.*, und *Phyllosticta Fourcadei Sacc.*, auf Rheum.  
 d) *Phyllosticta Acetosae Sacc.*, auf *Rumex Acetosa* in Italien.
- Auf Chenopodiaceen. 21. Auf Chenopodiaceen. a) *Phyllosticta Betae Oud.*, auf hellen, braunberandeten Blattflecken von *Beta vulgaris*.  
 b) *Phyllosticta Atriplicis Desm.*, auf den Blättern von *Atriplex* und *Chenopodium*.  
 c) *Phyllosticta Chenopodii Sacc.*, auf den Blättern verschiedener *Chenopodium*-Arten.
- Auf Amaranthaceen. 22. Auf Amaranthaceen. a) *Phyllosticta Celosiae Thüm.*, auf den Blättern von *Celosia cristata*.

- b) *Phyllosticta Gomphrenae* *Sacc.*, auf *Gomphrena globosa* in Italien.
- c) *Phyllosticta Amaranthi* *Ell. et K.*, auf *Amaranthus retroflexus* in Amerika.
23. Auf Caryophyllaceen. a) *Phyllosticta Saponariae* *Sacc.*, auf *Saponaria officinalis*. Caryophyllaceen.
- b) *Phyllosticta Dianthi* *West.*, auf *Dianthus barbatus*.
- c) *Phyllosticta Zahlbruckneri* *Bäuml.*, auf *Silene nutans* in Ungarn.
- d) *Phyllosticta nebulosa* *Sacc.*, auf *Silene pendula*.
24. Auf Portulacaceen. *Phyllosticta Portulacae* *Sacc.*, auf Blättern von *Portulaca oleracea*; Sporen eiförmig, 0,004–0,005 mm lang. Auf Portulacaceen.
25. Auf Ranunculaceen. a) *Phyllosticta corrodens* *Poss.* und *bacteriosperma* *Poss.*, auf *Clematis Vitalba* in Italien. Auf Ranunculaceen.
- b) *Phyllosticta Thalictri* *Westend.*, auf *Thalictrum flavum* in Belgien.
- c) *Phyllosticta Ranunculorum* *Sacc.*, auf *Ranunculus repens*.
- d) *Phyllosticta Ranunculi* *Sacc.*, auf *Ranunculus acris*.
- e) *Phyllosticta Ajacis* *Thüm.*, auf Blättern von *Delphinium Ajacis*.
- f) *Phyllosticta helleborella* *Sacc.*, auf den Blättern von *Helleborus* mit *Spaerella Hermione*. — *Phyllosticta atrogenata* *Poss.* und *helleboricola* *C. Mass.*, ebenda selbst.
- g) *Phyllosticta Trollii* *Trail.*, auf *Trollius europaeus* in Schweden.
- h) *Phyllosticta Paeoniae* *Sacc.*, auf Blättern von *Paeonia coralina*. *Phyllosticta baldensis* *C. Mass.*, auf *Paeonia peregrina* auf dem Monte Baldo.
26. Auf Berberidaceen. a) *Phyllosticta Westendorpii* *Thüm.*, auf *Berberis vulgaris* und *altaica*. Auf Berberidaceen.
- b) *Phyllosticta Berberidis* *Rabenh.*, auf *Berberis vulgaris*.
- c) *Phyllosticta Mahoniae* *Sacc.*, auf Blättern von *Mahonia Aquifolium*.
- d) *Phyllosticta Epimedio* *Sacc.*, auf *Epimedium alpinum* in Italien.
27. Auf Magnoliaceen. a) *Phyllosticta Magnoliae* *Sacc.*, auf *Magnolia grandiflora*. Auf Magnoliaceen.
- b) *Phyllosticta Liriodendri* *Thüm.*, *Phyllosticta liriodendrica* *Cooke*, *Phyllosticta tulipiferae* *Poss.* und *Phyllosticta circumvallata* *Wint.*, auf Blättern von *Liriodendron tulipifera*.
28. Auf Lauraceen. *Phyllosticta nobilis* *Thüm.*, *laurella* auf *Laurus*. *Sacc.* und *Lauri* *West.*, auf Blättern von *Laurus nobilis*.
29. Auf Menispermaceen. a) *Phyllosticta abortiva* *Ell. et K.*, und *Phyllosticta Menispermis* *Poss.*, auf *Menispermum canadense*. Auf Menispermaceen.
- b) *Phyllosticta Thunbergii* *Wint.*, auf *Cocculus Thunbergii* in Japan.
30. Auf Nymphaeaceen. *Phyllosticta hydrophila* *Spez.*, auf Blättern von *Nymphaea alba* in Italien. Auf Nymphaeaceen.
31. Auf Cruciferen. a) *Phyllosticta Napi* *Sacc.*, auf bleichen, auf Cruciferen trockenen Blattstücken von *Brassica Napus*; Sporen oblong-cylindrisch, gerundet, 0,004–0,006 mm lang.

- b) *Phyllosticta Brassicae* West., auf eben solchen Blattscheiden von *Brassica Napus* und *oleracea*, mit eiförmigen Sporen.
- c) *Phyllosticta Cheiranthorum* Desm., auf Blättern von *Cheiranthus*.
- d) *Phyllosticta Erysimi* West., auf *Erysimum Alliaria*.
- e) *Phyllosticta anceps* Sacc., auf *Nasturtium anceps* und *amphibium*.
- Auf Papaveraceen. 32. Auf *Papaveraceen*. *Phyllosticta Sanguinariae* Wint., auf *Sanguinaria canadensis* in Amerika.
- Auf Capparidaceen. 33. Auf *Capparidaceen*. *Phyllosticta Capparidis* Sacc. et Speg., auf *Capparis rupestris* in Italien.
- Auf Violaceen. 34. Auf *Violaceen*. *Phyllosticta Violae* Desm., auf Blättern von *Viola odorata* und *tricolor*, *Phyllosticta Libertiana* Sacc. et Idarck., und *Phyllosticta Libertiae* Sacc., auf *Viola odorata*.
- Auf Myricariaceen. 35. Auf *Myricariaceen*. *Phyllosticta germanica* Speg., auf *Myricaria germanica*.
- Auf Cistaceen. 36. Auf *Cistaceen*. a) *Phyllosticta cistina* Thüm., auf *Cistus*-Arten in Frankreich, Portugal und Griechenland.  
b) *Phyllosticta Helianthemum Roum.*, auf *Helianthemum vulgare* in Frankreich.
- Auf Ternstroemiaceen. 37. Auf *Ternstroemiaceen*. *Phyllosticta Camelliae* West., und *Phyllosticta camelliaeicola* Brun., auf *Camellia japonica*.
- Auf Aurantiaceen. 38. Auf *Aurantiaceen*. a) *Phyllosticta disciformis* Penz., *Phyllosticta ocellata* Pass., *Phyllosticta Beltranii* Penz. und *Phyllosticta lenticularis* Pass., auf Blättern von *Citrus Limonum*.  
b) *Phyllosticta micrococoides* Penz., auf jungen Blättern der Citronen.  
c) *Phyllosticta marginalis* Penz., auf Blättern von *Citrus medica* in Italien.  
d) *Phyllosticta Hesperidearum* Penz. (*Phoma Hesperidearum* Calt.), auf den Blättern verschiedener *Aurantiaceen*.  
e) *Phyllosticta deliciosa* Pass., auf Blättern von *Citrus deliciosa*.
- Auf Aceraceen. 39. Auf *Aceraceen*. a) *Phyllosticta acericola* C. et E., und *Phyllosticta Aceris* Sacc., auf den Blättern von *Acer campestre*: *Phyllosticta campestris* Pass., daselbst in Frankreich.  
b) *Phyllosticta Pseudoplatani* Sacc., *Platanoides* Sacc., *fallax* Sacc., auf *Acer Pseudoplatanus*.  
c) *Phyllosticta Monspensulani* Pass., auf *Acer monspessulanum* in Frankreich.  
d) *Phyllosticta Saccharini* Ell. et Mart., auf *Acer saccharinum* in Nordamerika.  
e) *Phyllosticta Negundinis* Sacc. et Speg., und *Phyllosticta fraxinifolia* Sacc., auf *Negundo fraxinifolia*.
- Auf Hippocastanaceen. 40. Auf *Hippocastanaceen*. a) *Phyllosticta aesculina* Sacc., *Phyllosticta aesculicola* Sacc. und *Phyllosticta sphaeropsides* Ell. et Ev., auf *Aesculus Hippocastanum*; *Phyllosticta Aesculi* Ell. et Ev., auf *Aesculus glabra* in Nordamerika.  
b) *Phyllosticta Paviae* Desm., und *Phyllosticta paviaeicola* Brun., auf *Pavia macrostachya*.
- Auf Tropaeolaceen. 41. Auf *Tropaeolaceen*. *Phyllosticta Tropaeoli* Sacc., auf den Blättern von *Tropaeolum majus*.

42. Auf Vitaceen. a) *Phyllosticta viticola* Sacc., mit ellipsoi- Auf Vitaceen.  
dischen, sehr hell olivengrünen, 0,005 mm langen Sporen, und *Phyl-*  
*losticta Vitis* Sacc., mit oblong-eiförmigen, farblosen, 0,006 mm langen  
Sporen, beide in Italien auf dem Weinstock auf oberseits weißlichen, trockenen,  
meist dunkelberandeten Blattflecken.
- b) *Phyllosticta Labruscae* Thüm., auf kranken Blattflecken von  
*Vitis Labrusca*. Nach Scribner<sup>1)</sup> soll jedoch dieser Pilz identisch sein  
mit *Phoma uvicola*, und darum kommen sowohl in Frankreich wie in  
Nordamerika die Blattfleckentransfheit und der durch den letzteren Pilz ver-  
anlaßte Black-Root immer gemeinsam vor; die erstere geht dem letzteren  
voraus.
- c) *Phyllosticta viticola* Thüm., auf Blättern von *Vitis vulpina*.  
Soll ebenfalls mit *Phoma uvicola* identisch sein.
- d) *Phyllosticta neurospilea* Sacc. et Berl., auf *Vitis antarctica*  
in Australien.
- e) *Phyllosticta spermoides* Speg., auf *Vitis riparia* in Nord-  
amerika.
- f) *Phyllosticta microspila* Pass., auf *Vitis vinifera* in Italien.
- g) *Phyllosticta Bizzozzeriana* C. Mass., auf *Vitis vinifera* in  
Italien.
43. Auf Rhamnaceen. a) *Phyllosticta Rhamni* West., auf Rhamnaceen.  
Blättern von *Rhamnus Frangula* und *Alaternus*.
- b) *Phyllosticta Frangulae* West., auf *Rhamnus Frangula*.
- c) *Phyllosticta Cathartici* Sacc., auf *Rhamnus cathartica*.
- d) *Phyllosticta Alaterni* Pass., auf *Rhamnus Alaternus* in Frank-  
reich.
- e) *Phyllosticta rhamnigena* Sacc., auf *Rhamnus cathartica* und  
*Alaternus* in Italien, Frankreich und Portugal.
44. Auf Celastraceen. a) *Phyllosticta Evonymi* Sacc., evony-Auf Celastraceen.  
*mella* Sacc., *nemoralis* Sacc., auf den Blättern von *Evonymus europaeus*.
- b) *Phyllosticta pustulosa* S. et K., und *Phyllosticta Bol-*  
*leana* Sacc., auf den Blättern von *Evonymus japonicus*.
45. Auf Sittaceen. *Phyllosticta Haynaldi* Sacc., auf Blättern Auf Sittaceen.  
von *Ilex Aquifolium*.
46. Auf Geraniaceen. *Phyllosticta Trailii* Sacc. (*Phyllosticta* Auf Geraniaceen.  
*Geranii Trail.*), auf *Geranium sylvaticum* in Norwegen.
47. Auf Malvaceen. a) *Phyllosticta althacina* Sacc., auf *Althaea* Auf Malvaceen.  
*rosea*. *Phyllosticta althacicola* Pass., auf *Althaea officinalis* in Frank-  
reich.
- b) *Phyllosticta destructiva* Desm., auf *Althaea*, *Malva*, *Lycium*  
und *Evonymus*.
- c) *Phyllosticta sidaecola* Cke., auf *Sida napaea* in Kiew.
- d) *Phyllosticta gossypina* Ell. et M., auf Baumwollensblättern  
in Nordamerika.
- e) *Phyllosticta syriaca* Sacc., auf *Hibiscus syriacus* in Italien.
48. Auf Tiliaceen. *Phyllosticta Tiliae* Sacc., auf den Blättern Auf Tiliaceen.  
von *Tilia*.

<sup>1)</sup> Report of the chief of the Section of veget. Pathol. for the year  
1887. Departement of agricult. Washington 1888.

- Auf Oxalideen. 49. Auf Oxalideen. *Phyllosticta Oxalidis* Sacc., auf *Oxalis Acetosella* in Italien.
- Auf Euphorbiaceen. 50. Auf Euphorbiaceen. *Phyllosticta Mercurialis* Desm. auf *Mercurialis annua* in Frankreich und Belgien.
- Auf Buraceen. 51. Auf Buraceen. *Phyllosticta limbalis* Pers. und *Phyllosticta buxina* Sacc., auf *Buxus sempervirens*.
- Auf Anacardiaceen. 52. Auf Anacardiaceen. a) *Phyllosticta Rhois* West., auf Blättern von *Rhus Cotinus*.  
b) *Phyllosticta Toxicodendri* und *toxica* Ell., auf *Rhus Toxicodendron*.  
c) *Phyllosticta Terebinthi* Pass., auf *Pistacia Terebinthus*.
- Auf Juglandaceen. 53. Auf Juglandaceen. a) *Phyllosticta juglandina* Sacc., mit eiförmigen, sehr hell olivengrünen, 0,004 mm langen Sporen, und *Phyllosticta Juglandis* Sacc., mit eiförmig-oblongen, farblosen, 0,006 bis 0,007 mm langen Sporen, beide auf großen trockenen, braun veränderten Blattscheiden des Walnußbaumes.  
b) *Phyllosticta Caryae* Berk. und *caryogena* Sacc., auf *Carya* in Nordamerika.
- Auf Zanthoxyloideen. 54. Auf Zanthoxyloideen. *Phyllosticta Ailanthi* Sacc., auf *Aclanthus glandulosa*.
- Auf Cactaceen. 55. Auf Cactaceen. *Phyllosticta Opuntiae* Sacc., auf den Zweigen von *Opuntia Ficus indica*.
- Auf Umbelliferen. 56. Auf Umbelliferen. a) *Phyllosticta Saniculae* Brun., auf *Sanicula europaea* in Frankreich.  
b) *Phyllosticta Chaerophylli* C. Mass., auf *Chaerophyllum hirsutum* in Italien.  
c) *Phyllosticta Laserpitii* Sacc., auf *Laserpitium latifolium* in Italien.  
d) *Phyllosticta Bupleuri* Sacc., auf *Bupleurum fulcatum*.  
e) *Phyllosticta Angelicae* Sacc., auf *Angelica sylvestris*.
- Auf Cornaceen. 57. Auf Cornaceen. a) *Phyllosticta cornicola* Kuhn., auf *Cornus sanguinea*, *sericea* und *paniculata*.  
b) *Phyllosticta Corni* West., auf *Cornus alba*.
- Auf Araliaceen. 58. Auf Araliaceen. *Phyllosticta hedericola* Dur., *Hederae* Sacc., *concentrica* Sacc., auf den Blättern von *Hedera Helix*.
- Auf Crassulaceen. 59. Auf Crassulaceen. a) *Phyllosticta Aizoon* Ckr., auf *Sedum Aizoon* in Klein.
- Auf Ribesiaceen. 60. Auf Ribesiaceen. a) *Phyllosticta ribicola* (Fr.) Sacc., auf den Blättern von *Ribes rubrum*; Sporen oblong, gekrümmt, 0,013 bis 0,017 mm lang.  
b) *Phyllosticta Grossulariae* Sacc., auf der oberen Blattscheide von *Ribes Grossularia*; Sporen eiförmig oder elliptisch, 0,005—0,006 mm lang.
- Auf Philadelphaceen. 61. Auf Philadelphaceen. *Phyllosticta Philadelphi* Desm. und *Phyllosticta coronaria* Pass., auf *Philadelphus*. — *Phyllosticta Deutziae* Ell., auf *Deutzia* in Nordamerika.
- Auf Proteaceen. 62. Auf Proteaceen. *Phyllosticta Owaniana* Wint., auf *Brabejum stellatifolium* am Kap.
- Auf Myrtaceen. 63. Auf Myrtaceen. a) *Phyllosticta nuptialis* Thüm., auf Blättern von *Myrtus communis*.

- b) *Phyllosticta Eucalypti* Thüm., und *Phyllosticta Globuli* Pass., auf *Eucalyptus Globulus*.
64. Auf *Punicaceen*. *Phyllosticta punica* Sacc., auf den Blättern Auf *Punicaceen*. von *Punica Granatum*.
65. Auf *Thymeläaceen*. *Phyllosticta Laureolae* Desm., auf Auf Thymeläaceen. Blättern von *Daphne Laureola*.
66. Auf *Euthraceen*. *Phyllosticta Nesaeae* Peck., auf *Nesaea* Auf *Euthraceen* verticillata in Amerika.
67. Auf *Onagraceen*. a) *Phyllosticta Epilobii* Brun., auf Auf *Onagraceen*. *Epilobium hirsutum* in Frankreich.
- b) *Phyllosticta lutetiana* Sacc., auf *Circaea lutetiana* in Italien.
68. Auf *Spiräaceen*. a) *Phyllosticta Arunci* Sacc., auf *Spiraea* Auf *Spiräaceen*. *Aruncus*.
- b) *Phyllosticta Filipendulae* Sacc. und *Phyllosticta filipendulina* Sacc., auf *Spiraea Filipendula*.
- c) *Phyllosticta Ulmariae* Sacc., auf *Spiraea Ulmaria*.
69. Auf *Rosaceen*. a) *Phyllosticta Tormentillae* Sacc., auf Auf *Rosaceen*. *Tormentilla erecta* in Italien.
- b) *Phyllosticta potentillica* Sacc., auf *Potentilla reptans* in Italien.
- c) *Phyllosticta fragaricola* Desm. et Rob., auf runden, rot umrandeten, zuletzt in der Mitte weißlichen Blattflecken der Erdbeeren; gehört wahrscheinlich zu *Sphaerella Fragariae* (Z. 312).
- d) *Phyllosticta Rosae* Desm. und *Phyllosticta Rosarum* Pass., auf purpurrot gefärbten franken Blattflecken der kultivierten Rosen.
- e) *Phyllosticta fuscozonata* Thüm., auf großen, trockenen, braun-gefärbten Blattflecken der Himbeeren; Sporen cylindrisch-oblong, gerade, 0,007—0,009 mm lang.
- f) *Phyllosticta rubicola* Rabenh. (*Depazea areolata* Sacc.), auf den Blättern von *Rubus caesius*.
- g) *Phyllosticta Ruborum* Sacc., auf kleinen Blattflecken der Brombeeren und Himbeeren; Sporen oblong, 0,005 mm lang.
- h) *Phyllosticta Pallor* Oud. (*Ascochyta Pallor* Berk.), auf bleichen, rundlichen Flecken der Zweige der Himbeeren. Sporen wurmförmig, schwach gekrümmt.
- i) *Phyllosticta variabilis* Peck., auf *Rubus odoratus* in Amerika. Auf *Rosaceen*.
70. Auf *Pomaceen*. a) *Phyllosticta Mespili* Sacc., auf hellbraunen, dunkel berandeten Flecken der Blätter der *Mespilus germanica*. Sporen oblong, 0,004 mm lang, olivengrünlich.
- b) *Phyllosticta Cydoniae* Sacc., auf dunkelbraunen Blattflecken der Quitte, Sporen cylindrisch, gerade oder gekrümmt, 0,010 mm lang.
- c) *Phyllosticta crataegicola* Sacc., auf Blättern von *Crataegus Oxyacantha*. *Phyllosticta rubra* Peck., auf *Crataegus tomentosa* in Amerika.
- d) *Phyllosticta Crataegi* Sacc., auf *Crataegus*-Arten in Amerika.
- e) *Phyllosticta Pirorum* Cooke, auf Birnenblättern in Amerika.
- f) *Phyllosticta pirina* Sacc., auf trockenen, weißlichen, braunberandeten Flecken der Birnen- und Apfelblätter; Sporen eiförmig, einzellig, 0,004 mm lang. Zu diesem Pilze soll als Perithecienzustand *Sphaerella Bellona* Sacc. gehören, die auf abgestorbenen Birnblättern vorkommt,

während auf abgestorbenen Apfelblättern *Leptosphaeria Pomona* Sacc. gefunden worden ist.

g) *Phyllosticta piriseda* Pass., auf weißen, kleinen Flecken der Blätter des Birnbaumes in Italien.

h) *Phyllosticta Briardi* Sacc., auf braunen Flecken der Apfelblätter in Frankreich.

i) *Phyllosticta Mali* Prill. et Delacr., auf kleinen, braunen, dunkel umrandeten Blattflecken der Apfelbäume in Frankreich; die Sporen sind oval, 0,0065—0,0085 mm lang.

k) *Phyllosticta Aucupariae* Thüm., auf *Sorbus Aucuparia*.

l) *Phyllosticta Sorbi* West., auf *Sorbus Aucuparia* und domestica.

Auf  
Amygdalaceen.

71. Auf *Amygdalaceen*. a) *Phyllosticta vulgaris* Desm. var. *Cerasi*, auf großen, runden, zuletzt ausbleichenden und braun berandeten Blattflecken des Kirschbaumes; Sporen cylindrisch-eiförmig, farblos, 0,010 bis 0,014 mm lang.

b) *Phyllosticta prunicola* (Opitz) Sacc., auf den Blättern von *Prunus Cerasus* und domestica.

c) *Phyllosticta Mahaleb* Thüm., und *Phyllosticta Passerinii* Berl. et Vogl., auf den Blättern von *Prunus Mahaleb*.

d) *Phyllosticta serotina* Cooke, und *Phyllosticta Treleasei* Berl. et Vogl., auf den Blättern von *Prunus serotina* in Nordamerika.

e) *Phyllosticta Laurocerasi* Sacc., auf den Blättern von *Prunus Laurocerasus*.

f) *Phyllosticta vindabonensis* Thüm., auf graubraunen Flecken der Früchte der Aprikosen; Sporen elliptisch oder fast cylindrisch, farblos oder hell rauchgrau, 0,0035—0,005 mm lang.

g) *Phyllosticta Persicae* Sacc., auf dunklen, rotberandeten Blattflecken der Pfirsichen; Sporen oblong, farblos, 0,006—0,007 mm lang.

Auf  
Papilionaceen.

72. Auf *Papilionaceen*. a) *Phyllosticta Medicago* Sacc., auf gelben Blattflecken der Luzerne; Sporen sehr klein, cylindrisch, gekrümmt, farblos.

b) *Phyllosticta Trifolii* Kich., auf *Trifolium repens* in Frankreich.

c) *Phyllosticta Fabae* West., auf großen, braunen, rot umrandeten Blattflecken von *Vicia Faba*; Sporen länglich-eiförmig, farblos, 0,010 mm lang.

d) *Phyllosticta Viciae* Cooke, auf bleichen, rot berandeten Blattflecken der Wicken; Sporen ellipsoidisch, farblos.

e) *Phyllosticta Pisi* West., auf braunen, schwarz berandeten Flecken an der Unterseite der Blätter der Erbsen in Belgien; Sporen eiförmig, farblos.

f) *Phyllosticta orobina* Sacc., und *Phyllosticta orobella* Sacc., auf den Blättern von *Orobus vernus*.

g) *Phyllosticta lathyrina* Sacc. et Wint., auf *Lathyrus sylvestris*.

h) *Phyllosticta minussinensis* Thüm., auf *Lathyrus pisiformis* in Sibirien.

i) *Phyllosticta phaseolina* Sacc. und *Phyllosticta Phaseolorum* Sacc., auf großen, gelben Blattflecken an der Blattoberseite von *Phaseolus*, in Italien; Sporen länglich-eiförmig, farblos, 0,006 mm lang.

k) *Phyllosticta Robiniae* (Rob.) Sacc., auf den Blättern von *Robinia Pseud-Acacia*, *Phyllosticta Pseud-Acaciae* Pass. und *Phyllosticta advena* Pass., ebendasselbst.

l) *Phyllosticta gallarum* Thüm. und *Phyllosticta Borszczowii* Thüm., auf *Caragana arborescens*.

m) *Phyllosticta laburnicola* Sacc., *Phyllosticta Cytisi* Desm., *Phyllosticta Cytisorum* Pass., und *Phyllosticta coniothyrioides* Sacc., auf Blättern von *Cytisus Laburnum*.

n) *Phyllosticta cytisella* Sacc., auf *Cytisus nigricans*.

o) *Phyllosticta astragalicola* Mass., auf *Astragalus glycyphyllos* in Italien.

p) *Phyllosticta Siliquastri* Sacc., auf *Cercis Siliquastrum* in Italien.

q) *Phyllosticta Wistariae* Sacc., auf *Wistaria sinensis* in Frankreich.

r) *Phyllosticta Ceratoniae* Berk., auf *Ceratonia Siliqua* in Portugal.

73. Auf Ericaceen. a) *Phyllosticta Rhododendri* West., auf Auf Ericaceen. Blättern von *Rhododendron arboreum*.

b) *Phyllosticta Saccardoi* Thüm., auf *Rhododendron ponticum*.

c) *Phyllosticta Arbuti unedinis* Pass., auf *Arbutus unedo* in Frankreich.

d) *Phyllosticta Ledi* Rostr., auf *Ledum groenlandicum* in Grönland.

74. Auf Primulaceen. *Phyllosticta primulicola* Desm., auf Auf Primulaceen. den Blättern von *Primula veris* und *elatior*.

75. Auf Oleaceen. a) *Phyllosticta fraxinicola* Curr., *Phyllosticta osteospora* Sacc., *Phyllosticta viridis* Ell. et Kell., *Phyllosticta variegata* Ell. et Ev. und *Phyllosticta Fraxini* Ell. et M., auf Blättern verschiedener *Fraxinus*-Arten.

b) *Phyllosticta Ligustri* Sacc., und *Phyllosticta ligustrina* Sacc., auf Blättern von *Ligustrum vulgare*.

c) *Phyllosticta insulana* Mont., auf den Blättern des Ölbaums in Frankreich.

d) *Phyllosticta Syringae* West., auf den Blättern von *Syringa vulgaris* in Belgien, Frankreich, Italien und Portugal.

e) *Phyllosticta Halstedii* Ell. et Ev., auf *Syringa vulgaris* in Nordamerika.

f) *Phyllosticta goritiense* Sacc., *Phyllosticta Pillyreae* Sacc., *Phyllosticta phyllicicola* Rabenh. und *Phyllosticta phillyrina* Thüm., auf *Phillyrea*-Arten.

g) *Phyllosticta Forsythiae* Sacc., auf *Forsythia suspensa* in Italien.

• 76. Auf Asclepiadaceen. a) *Phyllosticta Vincetoxici* Sacc., Auf Asclepiadaceen. *Phyllosticta Asclepiadearum* West. und *Phyllosticta atromaculans* Spgg., auf *Cynanchum Vincetoxicum* in Italien.

b) *Phyllosticta Cornuti* Ell. et K., auf *Asclepias Cornuti* in Amerika.

77. Auf Apocynaceen. *Phyllosticta Nerii* West., auf den Auf Apocynaceen. Blättern von *Nerium Oleander*.



- Auf Gentianaceen. 78. Auf Gentianaceen. *Phyllosticta Erythraeae* Sacc. et Speg., auf *Erythraea Centaureum* in Italien.
- Auf Globulariaceen. 79. Auf Globulariaceen. *Phyllosticta Globulariae* Wint., auf *Globularia vulgaris* in Belgien.
- Auf Convolvulaceen. 80. Auf Convolvulaceen. a) *Phyllosticta nervisequa* Sacc., und *Phyllosticta Calystegiae* Sacc., auf *Calystegia sepium* in Italien.  
b) *Phyllosticta Pharbitis* Sacc., auf *Pharbitis hispida* in Italien und Frankreich.  
c) *Phyllosticta Batatae* Thüml. und *Phyllosticta bataticola* Ell. et Mort., auf den Blättern der Bataten in Nordamerika.
- Auf Solanaceen. 81. Auf Solanaceen. a) *Phyllosticta Tabaci* Pass., erzeugt zahlreiche, helle, trockene Flecke auf den Blättern des Tabaks; Sporen eiförmig, gerade, farblos, 0,007 mm lang.  
b) *Phyllosticta capsulicula* Sacc., auf kleinen, schwarzen Flecken der Fruchtkapseln des Tabaks, Sporen eiförmig, gekrümmte, farblos, 0,007 bis 0,011 mm lang.  
c) *Phyllosticta Dulcamarae* Sacc., auf Blättern von *Solanum Dulcamara*.  
d) *Phyllosticta hortorum* Speg., auf *Solanum Melongena* in Italien.  
e) *Phyllosticta Aratae* Speg., auf Blättern von *Solanum glaucum*.  
f) *Phyllosticta Pseudo-capsici* Roum., auf Blättern von *Solanum Pseudo-capsicum* in Frankreich.  
g) *Phyllosticta Solani* Ell., auf mehreren nordamerikanischen *Solanum*-Arten.  
h) *Phyllosticta Lycopersici* Peck., auf den Früchten von *Lycopersicum esculentum* in Nordamerika.  
i) *Phyllosticta Physaleos* Sacc., auf *Physalis Alkekengi* in Italien.  
k) *Phyllosticta Petuniae* Speg., auf Blättern von *Petunia*.
- Auf Verbenaceen. 82. Auf Verbenaceen. *Phyllosticta Verbenae* Sacc., auf *Verbena officinalis* in Frankreich.
- Auf Labiaten. 83. Auf Labiaten. a) *Phyllosticta Teucrii* Sacc., auf *Teucrium Chamaedrys* in Italien.  
b) *Phyllosticta Lamii* Sacc., auf *Lamium album* und *Orvala*.  
c) *Phyllosticta Glechomae* Sacc., auf *Glechoma hederacea* in Italien.  
d) *Phyllosticta Galeopsidis* Sacc., auf *Galeopsis versicolor* in Italien.  
e) *Phyllosticta Ajugae* Sacc. et Speg., auf *Ajuga reptans* in Italien.  
f) *Phyllosticta Venziana* Mort., auf *Lamium* in Italien.  
g) *Phyllosticta Melissophylli* Pass., auf *Melissophyllum* in Italien.
- Auf Plantaginaceen. 84. Auf Plantaginaceen. *Phyllosticta Plantaginis* Sacc., auf *Plantago major* in Italien.
- Auf Asperifoliaceen. 85. Auf Asperifoliaceen. *Phyllosticta Pulmonariae* Fock., auf *Pulmonaria*.
- Auf Bignoniaceen. 86. Auf Bignoniaceen. a) *Phyllosticta Bignoniae* West., auf *Catalpa syriacaefolia*.

- b) *Phyllosticta Tweediana* *Penz. et Sacc.*, auf *Bignonia Tweediana* in Italien.
- c) *Phyllosticta Tecomae* *Sacc.*, *crysiphoideus* *Sacc.*, *Henriquesii* *Thüm.*, auf Blättern von *Tecoma radicans*.
87. Auf Scrofulariaceen. a) *Phyllosticta Pentstemonis* *Cke.*, Auf *Pentstemon grandiflorus* in Ken. Scrofulariaceen.
- b) *Phyllosticta Digitalis* *Bell.*, und *Phyllosticta tremniacensis* *C. Mass.*, auf *Digitalis lutea*.
- c) *Phyllosticta Verbasci* *Sacc.*, und *Phyllosticta verbascicola* *Ell. et K.*, auf *Verbascum*.
- d) *Phyllosticta Paulowniae* *Sacc.*, auf *Paulownia imperialis* in Italien und Frankreich.
- e) *Phyllosticta Scrophulariae* *Sacc.*, und *Phyllosticta scrophularina* *Sacc.*, auf *Scrophularia nodosa* in Italien.
- f) *Phyllosticta Linariae* *Sacc.*, auf *Linaria Elatine* in Frankreich. Auf Campanulaceen.
88. Auf Campanulaceen. *Phyllosticta Campanulae* *Sacc.*, auf *Campanula Trachelium* und *glomerata*.
89. Auf Dipsacaceen. *Phyllosticta Cephalariae* *Wint.*, auf *Auf Dipsacaceen. Cephalaria am Kap.*
90. Auf Cucurbitaceen. a) *Phyllosticta Cucurbitacearum* *Sacc.*, auf hellen, trockenen Blattflecken des Kürbiss; Sporen oblong, geräuhmt, farblos, 0,005–0,006 mm lang. Auf Cucurbitaceen.
- b) *Phyllosticta orbicularis* *E. et E.*, auf den Blättern des Kürbiss in Nordamerika, mit geraden Sporen.
- c) *Phyllosticta Lagenariae* *Pass.*, auf Blättern von *Lagenaria vulgaris* in Italien.
91. Auf Kompositen. a) *Phyllosticta dahliaecola* *Brun.*, auf *Dahlia* in Frankreich. Auf Kompositen.
- b) *Phyllosticta Scorzonerae* *Pass.*, auf *Scorzonera humilis* in Frankreich.
- c) *Phyllosticta Cirsii* *Desm.*, auf *Cirsium lanceolatum* und *arvense* in Italien.
- d) *Phyllosticta Sonchi* *Sacc.*, auf *Sonchus oleraceus* in Italien.
- e) *Phyllosticta Leucanthemi* *Sparg.*, auf *Chrysanthemum Leucanthemum* in Italien.
- f) *Phyllosticta Lappae* *Sacc.*, auf *Lappa minor* in Italien.
- g) *Phyllosticta Jacobaeae* *Sacc.*, auf *Senecio Jacobaea* in Italien.
- h) *Phyllosticta Farfarae* *Sacc.*, auf *Tussilago Farfara* in Italien.
- i) *Phyllosticta Arnicae* *Fuehl.*, auf *Arnica montana* in der Schweiz.
- k) *Phyllosticta Aronici* *Sacc.*, auf *Aronicum scorpioides* in der Schweiz und Italien.
- l) *Phyllosticta Cynarae* *West.*, auf *Cynara* in Belgien.
92. Auf Caprifoliaceen. a) *Phyllosticta vulgaris* *Desm.*, Auf *(Phyllosticta Lonicerae West.)*, auf *Lonicera Caprifolium*, *Perilymenum*, *Caprifoliaceen. ciliatum* und *Xylosteum*.
- b) *Phyllosticta Caprifolii* *(Opitz) Sacc.*, auf *Lonicera Caprifolium* und *Pallasii*.

c) *Phyllosticta nitidula* Dwr., und *Phyllosticta Implexa* Pass., auf *Lonicera implexa*.

d) *Phyllosticta Weigeliae* Sacc., auf *Weigelia rosea* in Italien

e) *Phyllosticta Sambuci* Desm., und *Phyllosticta sambucicola* Kalkb., auf Blättern von *Sambucus nigra*, *racemosa* und *Ebulus*

f) *Phyllosticta Ebuli* Sacc., auf *Sambucus Ebulus*.

g) *Phyllosticta Opuli* Sacc., auf Blättern von *Viburnum Opulus*.

h) *Phyllosticta tineae* Sacc., *tineola* Sacc., *Roumoguérii* Sacc. und *Viburni* Pass., auf *Viburnum Tinus*.

i) *Phyllosticta Symphoricarpi* West., und *symphoriella* Sacc. et March., auf *Symphoricarpus racemosus*.

Depazea.

Anhang. Mit dem Namen *Depazea* Fr. sind verschiedene blattfleckenzeugende Pilze bezeichnet worden, welche eben solche kleine Pusteln besitzen, deren Sporen aber noch unbekannt waren. In der Folge sind sie mehrfach als Angehörige von *Phyllosticta* erkannt worden. Zu denjenigen, bei denen die Sporen noch unbekannt sind und welche einstweilen noch mit jenem Namen benannt werden, gehören besonders *Depazea Sorghi* Aimi auf *Sorgho*, *Depazea polygonicola* Lasch. auf Buchweizen, *Depazea Spinaciae* Fr. auf Spinat, *Depazea Meliloti* Lasch. auf *Melilotus*.

#### IV. Phoma Fr.

Phoma.

Diese Gattung hat wie die vorige unter der Epidermis, beziehentlich unter der Rorkhaut sitzende, vollständig sackförmig geschlossene, mit einem deutlichen Porus am Scheitel nach außen geöffnete, rundliche Pykniden mit brauner, häutiger oder lederartiger Wand und mit ebenfalls einzelligen, farblosen, kugelligen bis cylindrischen Conidien, welche bei der Reife aus dem Porus in wurmförmigen Massen hervorquellen. Sie unterscheidet sich von der vorigen aber darin, daß diese Pilze nicht auf umschriebenen kranken Blattflecken vorkommen, sondern meist größere Teile der Pflanzen auf Blättern, Stengeln, Wurzeln oder Früchten befallen, unter Entfärbung, Vertrocknung oder Fäulnis der getöteten Partien. Darum dürfen auch die unten mit aufgeführten, aber auf Blattflecken vorkommenden Formen richtiger zu *Phyllosticta* zu rechnen sein. Die meisten Arten von *Phoma* sind rein saprophyt und bleiben hier auch geschlossen. Unter dem Namen *Macrophoma* hat man diejenigen *Phoma*-Arten zusammengefaßt, deren Sporen größer als 0,015 mm sind, und als *Dendrophoma* diejenigen bezeichnet, wo die in den Pykniden befindlichen Basidien, von denen die Sporen abgeschnürt werden, quastförmig ästig sind; doch dürften diese Merkmale als sichere Gattungsunterschiede kaum brauchbar sein.

Auf Weizen.

1. *Phoma Hennebergii* Kühn., auf den Spelzen bis an die Basis der Grannen des Weizens und Dinkels. Diese Teile nehmen ein schmutzgrünes Aussehen an; in der Mitte, die allmählich in weißgrau ausbleicht werden zerstreut stehende, schwarze, 0,01—0,15 mm große Pünktchen, die Früchte des Pilzes, sichtbar. Die Sporen sind cylindrisch, gerade oder

schwach gekrümmt, 0,014—0,018 mm lang. Bei frühzeitigem Auftreten veranlaßt den Pilz eine minder vollkommene Ausbildung und in sehr ungünstigen Fällen Verkümmern der Körner, auch eine Verminderung des Futterwertes der Spreu. Zuerst hat Kühn<sup>1)</sup> den Pilz bei Kreuth in Oberbayern am Sommerweizen beobachtet; in der neueren Zeit habe ich ihn auch in verschiedenen Gegenden Norddeutschlands gefunden. Solche Ähren, wo ein bis mehrere Blüten befallen sind und weißfledige Spelzen zeigen, finden sich dann mehr oder minder zahlreich unter den gesunden Ähren. Von Eriksson<sup>2)</sup> ist der Pilz 1889 auch bei Stockholm auf einem ca. 40 Mr großen Acker Sommerweizen beobachtet worden, wo fast keine einzige gesunde Ähre zu finden war und die Körner sämtlich misfarbig und geschrumpft waren. Seit 1894 habe ich den Pilz außer auf den Spelzen auch auf den Blättern des Weizens in Begleitung anderer Weizenblattpilze, besonders *Leptosphaeria Tritici* (S. 302) gefunden<sup>3)</sup>.

2. *Phoma Secalis* Prill. et Delacr., auf gelbwerdenden Blattstcheiden auf Roggen. des Roggens. Sporen 0,014 mm lang, 0,004 mm breit, ovalspindelförmig, farblos. Von Prillieur und Delacroix<sup>4)</sup> in Frankreich beobachtet.

3. *Phoma necatrix* Thum., auf Halmen, Blättern und Blattstcheiden der Reispflanzen in Italien, nach Thumen<sup>5)</sup>. Sporen 0,010—0,012 mm lang. Auf Reis.

4. *Phoma crocophila* Sacc. (*Perisporium crocophilum* Mont.), auf den Zwiebeln des Safrans bei einer Tacon genannten Krankheit desselben in Frankreich. Die sehr kleinen Pykniden enthalten sehr kleine, kugelige Sporen<sup>6)</sup>. Auf Safran.

5. *Phoma Betae* Frank, die Ursache der Herzfäule und der Herzfäule und Trockenfäule der Zuckerrüben (*Beta vulgaris*). Die Krankheit beginnt Trockenfäule und meist etwa von Anfang August an sich zu zeigen an dem Schwarzwerden der Zuckerrüben und Vertrocknen der jüngsten Herzblätter, während zugleich nach und nach auch die älteren Blätter in derselben Weise absterben, sodaß dann im September manche Rübenpflanze ihre sämtlichen Blätter verloren hat. Ebenso geht sie an den Samenstengeln in braunen Streifen bis nach den Blüten und Fruchtknäulen hinauf. Die Pflanze macht dann, da der Wurzelskörper noch am Leben ist, Versuche, durch Austreiben von Seitenknospen eine abnormale Felaubung zu erzeugen, die aber nicht viel mehr nützt. Denn nur selten bleibt es bei der Herzfäule allein; von dem Harz und von der Basis der toten Blätter aus setzt sich die Bräunung des Gewebes auch in die Rinde des Rübenkörpers fort und erzeugt dort Fäulnißerscheinungen, vorwiegend am Kopf und im oberen Teile der Rübe. Je früher die Krankheit auftritt und je rascher sie fort schreitet, desto größer ist die Benachteiligung der Ausbildung des Rübenkörpers. Der Pilz, welcher diese Krankheit verur-

<sup>1)</sup> Rabenhorst, *Fungi europaei* Nr. 2261.

<sup>2)</sup> Mitteil. a. d. Experimentalfelste der Kgl. Landb.-Akad. Nr. 11. Stockholm 1890. Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 29.

<sup>3)</sup> Jahresber. d. Sonderausch. f. Pflanzenschutz in Jahr. d. deutsch. anhw. Ges. 1893, pag. 408, und Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. III., 1893, ag. 28.

<sup>4)</sup> Bull. Soc. Mycol. de France V. 1890, pag. 124.

<sup>5)</sup> Pilze der Reispflanzen, pag. 12.

<sup>6)</sup> Vergl. Montagne, *Mém. Soc. de Biologie* I. 1849, pag. 68.

sacht, ist erst kürzlich von mir entdeckt und beschrieben worden<sup>1)</sup>. Die erkrankten Teile der Rübenpflanze sind von ziemlich dicken, mit Querschäden wänden versehenen Myceliumfäden durchzogen, welche die Zelhäute durchbohren und den Innenraum der Zellen in den verschiedensten Richtungen durchwachsend, von Zelle zu Zelle weiter bringen, indem sie jede lebende Zelle, die sie erreicht haben, sehr bald töten unter Prägung und

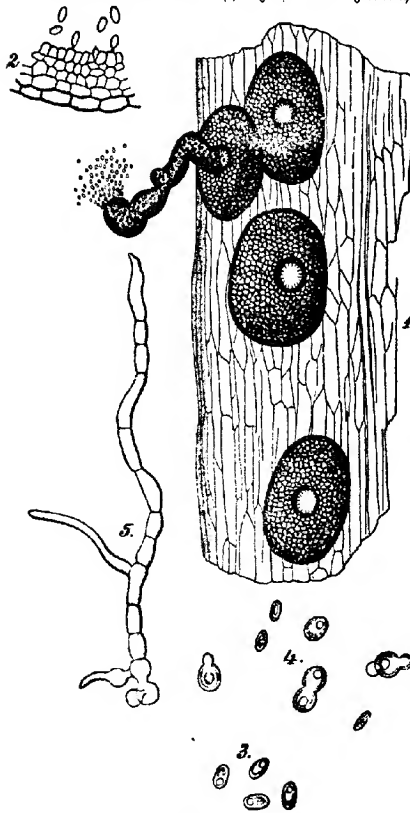


Fig. 73.

**Phoma Betae.** 1. Mehrere Perithezien auf einem Stück eines Blattstielgrundes der Zuckerrübe. Eine Frucht entleert, soeben die Sporen aus ihrer Mündung, 100 fach vergrößert. 2. Stüchchen eines Durchschnittes durch die Fruchtwand einer Perithezie, mit der Sporenbildung auf der Innenseite. Stärker vergrößert. 3. Reife Sporen. 4. Sporen in verschiedenen Stadien der Keimung. 5. Ein aus einer Spore entstandener Keimling.

Schrumpfung des Protoplasmas. An den getöteten Teilen, sowohl auf den Blättern, als auch besonders häufig auf den Blattstielen und am Blattstielgrunde, bezeichnen auch an den erkrankten Teilen des Rübenkörpers, bildet der Pilz seine Perithezien, kleine, dem bloßen Auge wie dunkle Pünktchen erscheinende, etwa 0,2 mm im Durchmesser große Kapseln, die in den äußeren Zellgewebsschichten nisten, eine aus wenigen Zellschichten bestehende braune Wand besitzen und auf ihrem Scheitel mit einem kleinen, runden Porus nach außen geöffnet sind. Diese Perithezien stehen ganz regellos zerstreut, bald dichter, bald spärlicher, und manchmal kommen sie an erkrankten Stellen der

<sup>1)</sup> Zeitschr. für Rübenzucker-Industrie XLII, 1892, pag. 203.

Entwickelung; am öftersten trifft man sie auf den älteren Blattstielen. Sie in den Psyniden in großer Anzahl gebildeten Conidien werden in wurstförmigen Massen hervorgepreßt, worauf sie sich im Wasser und in der Feuchtigkeit des Bodens schnell verteilen. Sie sind länglich rund, farblos, einzellig, 0,004 mm lang (Fig. 73). In Pflaumendecoct oder dergleichen, besonders leicht in Kürbislätterdecoc, keimen sie schon in 24 Stunden; sie schwellen dabei auf das Doppelte der ursprünglichen Größe an und treiben dann an einem oder an beiden Enden einen Keimschlauch, der aber meist zunächst nur wie mehrere blafenförmig gereichte Glieder erscheint und dann erst allmählich mehr fadenförmig weiter wächst. Bei solchen Sporenaussaaten im Hängetropfen konnte ich den Pilz zu kräftiger Myceliumbildung und in kurzer Zeit auch wieder zur Bildung neuer topischen Psyniden bringen. Derselbe gehört also zu den Pilzen, welche fakultativ sowohl parasit wie saprophyt wachsen können. Bei den weiteren Untersuchungen, welche in meinem Institute von Krüger<sup>1)</sup> angestellt worden sind, ist die Übertragung des Pilzes durch Infektionsversuche mit Sporen auf gesunde Kürben, auf Kürbissamen, Kürbisseimpflänzchen und auf junge Kürbislätter nachgewiesen worden. Die Keimplänzchen werden von dem Pilze unter den Symptomen des sogenannten Wurzelbrandes oder der schwarzen Beine, was auch durch andre Pilze veranlaßt werden kann (S. 89), getötet, d. h. sie fallen um unter Schwärzung des verpilzten hypokotylellen Stängels. In den letzten Jahren haben wir vielfach an wurzelbrandigen Kürbisseimpflänzchen, welche aus verschiedenen Gegenden eingekauft wurden, Phoma Betae in den Psyniden konstatieren können. Dagegen hat sich eine Übertragbarkeit auf andre Pflanzen als wenig wahrscheinlich erwiesen. Da der Pilz auf die oberen Teile der Samenrübentengel und bis auf die Früchte geht, so ist die Möglichkeit der Übertragung des Pilzes durch den Samen gegeben; ich habe in der That bei Durchmusterung beliebig gewählter käuflicher Kürbissamen auf einzelnen Samenfrüchten Phoma-Psyniden konstatieren können. Der Gedanke liegt also nahe, daß in Kürbissamenzüchtereien bereits verpilzte Samenfrüchte ins Saatgut gelangen. Die kürzlich von mir vorgeschlagene Samenbeize der Kürbissamen in Kupfervitriol-Kalkbrühe vor der Aussaat ist daher ein Mittel gegen die Einschleppung des Pilzes. Aus der Übertragung der parasitären Pilzkeime mittelst der Kürbissamen erklärt sich auch die von Hellriegel<sup>2)</sup> gemachte Beobachtung, daß alle aus einem Kürbissenfrüchtel hervorgegangenen Pflanzen denselben Grad starker Erkrankung an Wurzelbrand oder gesunder Entwicklung zeigen und daß durch 20 stündige Samenbeize mittelst 1proz. Karbolsäure, wodurch allerdings die Keimfähigkeit geschwächt wurde, 98proz. Kürben gesund blieben und ohne diese Beize nur 13 Prozent. Auch die Beobachtungen, welche Karlson<sup>3)</sup> am Wurzelbrand der Kürben im Gouvernement Charkow gemacht hat, ergaben, daß nicht Insekten, sondern Pilzmycelien die Ursache sind, welche aber, da sie ohne Fruktifikation auftraten, unbestimmbar sind. Karlson wies auch nach, daß die Keime dieser Pilze schon an den Samen vorhanden

<sup>1)</sup> Zeitschr. f. Kürbzucker-Industrie 1893, pag. 90.

<sup>2)</sup> Schädigung junger Kürben durch Wurzelbrand u. Deutsche Zuckerindustrie XV, pag. 745.

<sup>3)</sup> Der Wurzelbrand, Mitth. der Petrowskischen Akad. f. Landwirtschaft. 1890, refer. in Zeitschr. f. Pflanzentrakt. II., 1892, pag. 112.

sind. Desinfektion der Samen mit Karbolsäure oder Kupfervitriol verminderte daher die Häufigkeit des Wurzelbrandes, beseitigte ihn aber nicht, weil auch der Erdboden diese Keime enthält. Nach Karlson sollen aber nur schwächliche Keimpflanzen vom Wurzelbrand befallen werden und die Rübe überhaupt nur in der Periode der Keimpflanze dafür empfänglich sein; er rät daher Auswahl des besten Samens und möglichste Vervollkommen der Rübenkultur betreffs Bodenwahl, Düngung und Bearbeitung.

Begünstigung  
durch  
Trockenheit.

Die Jahre 1892 und 1893, in denen die Herzfäule der Rüben sehr stark aufgetreten ist, zeichneten sich durch sehr trockene Sommer aus. Trockenheit während der Hauptentwicklungsperiode der Rübenpflanze scheint die Krankheit zu begünstigen. Auch zeigten in den kranken Rübenschlügen die Streifen, in denen Trainstränge liegen, sowie Stellen mit stark Wasser haltendem Thon oder Lehm oder auf zugepflügten, tiefen Grasgräben aufliegend geständere Pflanzen. Die Erklärung hierfür ergibt sich nach meinen neuesten Untersuchungen daraus, daß *Phoma Betae* in vollständig frische und unversehrte Rübenblätter nicht eindringt, wohl aber leicht und schnell, wenn dieselben durch Abwelken geschwächt oder mit Wundstellen versehen sind. Hiermit hängt auch die Beobachtung zusammen, daß auf dem Gute Winterbergshof in der Uckermark, wo die Krankheit seit 1886 sehr stark auftritt, diejenigen Schläge zuerst die Krankheit bekommen, auf welche einige Jahre vorher die aus der Zuckerrübenfabrik stammende, Scheidellast enthaltende Schlammterde aufgebracht worden ist; denn Raifzufuß zum Erdboden wirkt austrocknend. Auf den einmal verseuchten Stellen erscheint die Krankheit immer wieder, sobald nach einigen Jahren wiederum Rüben daselbst gebaut wurden. Aus meinen jüngsten, noch nicht publizierten Versuchen hat sich ergeben, daß die Sporen des Pilzes im Erdboden ohne zu keimen keimfähig überwintern, und daß man sie dann im Frühlinge zur charakteristischen Keimung gelangen sieht, wenn man sie z. B. in Rübenblätterdecoct bringt. Durch diese Beobachtung wird erklärt, warum der Erdboden bei dieser Krankheit auf Jahre hinaus seine Infektionskraft behält.

Verbreitung.

Die gegenwärtig und besonders in dem trocknen Sommer 1893 in be-  
denkenerregender Weise aufgetretene Herzfäule hat sich nach den übereinstimmenden Beobachtungen, die auf den besonders heimge suchten Gütern der Provinzen Brandenburg und Schlesien gemacht wurden, seit der Mitte der 80 er Jahre gezeigt. Nach Entdeckung des Pilzes wurden von mir genauere Erhebungen über die Verbreitung der Krankheit angestellt; im Jahre 1893 wurde dieselbe konstatiert in den Ländern Schlesien, Posen, Westpreußen, Pommern, Mecklenburg, Brandenburg, Provinz Sachsen, Hannover, Hessen, Rheinprovinz. Im Jahre 1892 haben auch Brillieux und Delacroix<sup>1)</sup> in Frankreich bei Mondoubleau (Loir et Cher) die Herzfäule der Rüben beobachtet und beschreiben einen dabei gefundenen Pilz unter dem Namen *Phyllosticta tabifica*, der nach der gegebenen Beschreibung mit *Phoma Betae* völlig übereinzustimmen scheint; der Name *Phyllosticta* paßt für unsern Pilz nicht, da er streng blattfleckenbildende Pilze bezeichnet. Auf den weißlichen Flecken der getödeten Blattstiele fanden Brillieux und Delacroix eine Perithecienform, welche sie *Sphaerella tabifica* nennen und von der sie vermuten, daß sie zu *Phoma Betae* gehört.

<sup>1)</sup> Rezer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten II., 1892, pag. 108.

Zwischen ist auch in Belgien der neue Rübenpilz konstatiert worden. Ob in früheren Jahren beobachtete ähnliche Rübenkrankheiten von dem nämlichen Pilze veranlaßt waren, läßt sich jetzt nicht mehr entscheiden. Möglicherweise aber ist dieser Pilz auch die Ursache gewesen einer Rübenkrankheit, welche beobachtet wurde in Frankreich zuerst 1845 und dasselbst 1851 einen Verlust von 400000 Str. Zucker verursachte<sup>1)</sup>; später auch in England und in Deutschland, hier z. B. von Kühn<sup>2)</sup> bei Bunzlau von 1848 bis 1854, wo sie in manchen Jahren äußerst heftig auftrat. Sie zeigte sich gewöhnlich schon auf dem Felde im September an einem Schwarzwerden der Herzblättchen der Rübenpflanzen, von wo aus die Erkrankung auch allmählich auf die Rüben sich verbreitete, so daß diese bei der Aufbewahrung im Winter nach und nach vollständig in Fäulnis übergingen. Dieselbe Fäulnis beobachtete Kühn ebendasselbst auch an den Möhren<sup>3)</sup> und an den Kohlrüben<sup>4)</sup>. Trotz der Ähnlichkeit der Symptome bleibt die Identität mit der jetzigen Krankheit zweifelhaft, da Kühn von *Pilzmycelium* in den kranken Partien und von *Phoma-Mykiden* nichts erwähnt.

Als Bekämpfungsmittel hat sich nach meinen neuesten Untersuchungen Besprüngung der Rübenpflanzen mit Kupfervitriolkalkbrühe nicht bewährt. Vermeidung leicht austrocknender Lagen für die Uelegung der Rübenfelder und möglichst frühe Entfernung des kranken Pflanzenmaterials von den Rübenfeldern sind vorläufig die einzigen Gegenmittel.

6. *Phoma rheina Thüm.*, auf Blättern von *Rhemu Rha ponticum* Auf Rheum. in Göttingen.

7. *Phoma Mahoniae Thüm.* und *Phoma Mahoniana Sacc.*, auf trocknen Blattrücken von *Mahonia Aquifolium*. Auf Mahonia.

8. *Phoma nobilis Thüm.*, auf trocknen Blattrücken von *Laurus nobilis* in Portugal. Auf Laurus.

9. *Phoma siliquarum Sacc. et Roum.*, auf ausbleichenden Flecken der Schoten des Kohls; die als dunkle Pünktchen erscheinenden Mykiden sind 0,2 mm groß; die oblongen Sporen 0,008 mm lang. Auf Kohl.

10. *Phoma Siliquastrum Desm.*, auf eben solchen Fruchtstücken des Kohls, mit sehr kleinen, zahlreichen Mykiden und 0,005 mm langen oblongen Sporen; vielleicht mit dem vorigen Pilze identisch.

11. *Phoma Brassicae Frank.*, auf noch grünen Rapsstengeln lange, bleiche Flecke erzeugend, auf denen die braunen, mit dunkler, runder Mündung versehenen, 0,12 mm großen Mykiden sitzen, welche sehr kleine, 0,0027 bis 0,0036 mm lange ovale Sporen enthalten. Auf Raps.

12. *Phoma herbarum West.*, auf schwärzlichen Flecken der Stengel des Flachses; die zahlreichen Mykiden enthalten eiförmige, farblose, 0,006 bis 0,011 mm lange Sporen. Diese Species kommt auch auf den Stengeln der verschiedensten Kräuter vor, aber wohl in der Regel nur saprophyt auf schon abgestorbenen Pflanzen. Auf Flachs.

13. *Phoma uvicola B. et C.*, ist die Ursache einer in Nordamerika seit 1848 beobachteten und jetzt unter dem Namen Black-rot, Schwarzwelkenbeeren. Auf Weinbeeren.

<sup>1)</sup> Paven, Les maladies des pommes de terre et des betteraves. Paris 1853.

<sup>2)</sup> Krankheiten der Kulturgewächse, pag. 232.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 241.

<sup>4)</sup> l. c. pag. 254.



fäule bekannten Krankheit der Weinbeeren, die in manchen Staaten eine gänzliche Zerstörung der Traubenernte veranlaßt. Sie ist ursprünglich auf den wilden Reben in Nordamerika zu Hause, von diesen aber auf die kultivierten übergegangen und seit 1885 auch in Frankreich beobachtet worden. Nach Briosi<sup>1)</sup> wäre sie auch in Italien vorhanden. Scribner<sup>2)</sup> giebt folgende Beschreibung der Krankheit. Einzelne Beeren der Traube erkranken, etwa wenn sie  $\frac{2}{3}$  der normalen Größe erreicht haben; ein mißfarbig brauner Fleck verbreitet sich allmählich über die ganze Beere, so daß schließlich die letztere hart und geschrumpft erscheint und die Haut dicht auf den Kernen aufliegt, während auf der kranken Stelle schwarze Pusteln erscheinen. Letztere sind teils Spermogonien mit cylindrischen, 0,005—0,008 mm langen keimungsunfähigen Spermarien, teils die größeren Phoma-Pykniden mit runden oder länglichen, 0,008 mm großen Sporen, die in Schleimranken ausgestoßen werden und leicht keimen. Von Bidwill sollen im Mai an hangengebliebenen geschrumpften Beeren, und von Ellis an Beeren, die über Winter auf der Erde gelegen hatten, den Pykniden ähnliche, mit ihrer Mündung durch die Oberhaut hervorbrechende Perithezien mit achtsporigen Schläuchen und eiförmigen, einzelligen, 0,012—0,014 mm langen Sporen gefunden worden sein, welche als *Physalospora Bidwillii* Sacc. bezeichnet und für die Schlauchform des *Phoma uvicola* gehalten wurden. Nach Frachou<sup>3)</sup> sollen in denselben Behältern, welche früher Pykniden waren, später die Sporenschläuche entstehen. Diese Ansicht vertreten auch Biala und Kavan<sup>4)</sup>, welche durch Ausfaat der Ascosporen auf den Weinblättern Black-root erzeugt haben wollen, übrigens den Pilz wegen des Fehlens der Paraphysen *Laetisaria Bidwillii* nennen, füglich ihn aber in *Gignardia Bidwillii* umbenennen. Es ist auch eine *Physalospora Racciae Cavara* beschrieben worden, auf noch unreifen Weinbeeren in Norditalien; die Perithezien liegen zerstreut unter der Oberhaut der Beeren und brechen zuletzt hervor; die Ascosporen sind elliptisch, 0,015—0,016 mm lang. Dieser Pilz ist vielleicht von jenem verschieden. Biala und Kavan fanden auch auf am Boden liegenden Beeren kleine Sklerotien mit weißem Mark und schwarzer Rinde, auf welchen sich einfache Conidienträger mit ovalen einzelligen Conidien entwickelten.

Der Pilz tritt außer auf den Beeren auch auf allen vegetativen Organen auf, verschont jedoch das ausgereifte Holz. Die Reben selbst werden auch durch den Pilz nicht getötet. Auf den Blättern erzeugt er scharf begrenzte Flecke, die von denen, welche *Sphaeceloma ampelinum* verursacht, verschieden sind durch ihre bedeutendere Größe, durch ihre gleich von Anfang an harte, abgestorbene Beschaffenheit und durch die mit bloßem Auge noch sichtbaren schwarzen Pusteln, die aus den Pykniden bestehen. In den Vereinigten Staaten ebenso wie in Frankreich tritt die Krankheit nur auf, wo das Klima sehr warm und sehr feucht ist; daher scheint sie sich auch

<sup>1)</sup> Bolletino di Notizie agrarie. Rom 1886, pag. 1613.

<sup>2)</sup> Report of the fungus diseases of the grape vine. Departem. of agricul. Section of plant pathologie. Washington 1886.

<sup>3)</sup> Compt. rend. T. CVI. 1888, pag. 1361.

<sup>4)</sup> Compt. rend. CVI. 1888, pag. 1711, u. Soc. Mycol. de France VIII. 1892, pag. 63. Vergl. auch Prillieux, in Bull. Soc. Mycol. France 1888, pag. 59, und Nathan, der Black-root. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 306, und II. 1892, pag. 111.

bis jetzt nicht nach Österreich und Deutschland verbreitet zu haben. Als Gegenmittel wird von Scribner geraten, die kranken Beeren zu sammeln und zu verbrennen, sowie die Trauben durch Einhüllen in Papierbeutel oder durch Bedachung der Spaltiere vor Regen und Tau zu schützen, weil die Phoma-Sporen bei Trockenheit nicht keimen und die Fäulnis bei trockenem Wetter verschwindet. Galloway<sup>1)</sup> und andre haben vom Besprühen der Weinpflanze mit Bordeauxer Brühe zur Zeit, wo die Blüten sich öffnen, guten Erfolg gehabt. Entgegen der Behauptung Köster's und Göthe's, daß der Black-rot seit Jahren auch in Österreich vorhanden sei, machte Rathay<sup>2)</sup> geltend, daß dies nicht erwiesen sei, vielmehr auf einer Verwechslung mit Phoma Vitis Bon. (s. unten) beruhe, und daß das Verbot der Österreichisch-Ungarischen Regierungen gegen die Einfuhr amerikanischer Schnittreben wegen der Black-rot-Gefahr zweckmäßig sei.

14. *Phoma baccae* Catt., auf den Beeren des Weinstocks kleine braune Flecke erzeugend, die jedoch die Entwicklung der Beeren nicht wesentlich beeinträchtigen. Die auf den Flecken stehenden punktförmigen, schwarzen Pykniden enthalten eiförmige, farblose, 0,012 mm lange Sporen.

Andre Phoma-Arten auf Weinbeeren.

15. *Phoma lenticularis* Cav., Pykniden linsenförmig abgeflacht auf den Beeren des Weinstocks in Italien; Sporen cylindrisch-elliptisch, 0,0075—0,0085 mm lang.

16. *Phoma ampelocarpa* Pass., auf braunen Flecken der Weinbeeren in Italien; Sporen länglich-elliptisch, 0,0075 mm lang.

17. *Macrophoma acinorum* Furr., auf braunen Flecken reifer Weinbeeren in Italien; Sporen 0,020—0,028 mm lang, spindelförmig.

18. *Macrophoma flaccida* Cav., auf trocknen Weinbeeren in Südafrika und Italien; Sporen 0,016—0,018 mm lang, spindelförmig.

19. *Macrophoma reniformis* Cav., auf trocknen Weinbeeren in Frankreich und Italien; Sporen 0,022—0,028 mm, cylindrisch.

20. *Phoma Cookei* Pirota, an den Knoten der Zweige des Weinstocks auf Zweigen des Weinstocks in England; Sporen 0,013 mm lang.

21. *Phoma ampelina* B. et C., *Phoma confluens* B. et C. und *Phoma pallens* B. et C. sind ähnliche, an den Zweigen des Weinstocks in Amerika beobachtete Formen, von denen es auch fraglich ist, ob sie parasitär sind.

22. *Phoma viticola* Sacc., auf den Zweigen des Weinstocks, mit zerstreut stehenden, wie schwarze Pünktchen erscheinenden Pykniden, ohne franke Flecke zu bilden; Sporen ellipsoidisch, farblos, 0,007 mm lang. Es ist fraglich, ob dieser Pilz parasitär ist.

23. *Phoma Vitis* Bon., wie der vorige Pilz auf den Zweigen des Weinstocks; Sporen eiförmig-elliptisch, farblos, 0,003—0,0035 mm lang. Von diesem Pilze gilt dasselbe wie vom vorigen.

24. *Phoma longispora* Cooke, auf bleichen, trocknen Flecken der Zweige des Weinstocks; die dicht beisammenstehenden, punktförmig kleinen, schwarzen Pykniden haben cylindrisch-gerade oder gekrümmte, farblose, 0,020 mm lange Sporen.

<sup>1)</sup> Journ. of Mycology V., pag. 204, 219, und Bull. Soc. Myc. de France V. 1890, pag. 124.

<sup>2)</sup> Refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 180.

- Auf Blättern des Weinstocks.** 25. *Phoma Negriana Thüm.*, auf regellosen und verschiedengefalteten trocknen Flecken der Blätter des Weinstocks; die Flecken sind oberseits weißlichgrau, unterseits braun; die kleinen, punktförmigen Pusteln befinden sich an der Oberseite; die Sporen sind cylindrisch-elliptisch, farblos, 0,005 bis 0,007 mm lang. In Oberitalien, wo die Krankheit Giallume genannt wird.
26. *Phoma Farlowiana Viola et Sacc.*, auf den Blättern von *Vitis Labrusca* und *riparia* in Nordamerika; Sporen länglich eiförmig, 0,021 mm lang.
27. *Macrophoma viticola Berl. et Vogl.*, auf Blättern des Weinstocks in Amerika, aber fraglich ob parasitär. Sporen 0,022—0,024 mm lang.
- Auf Ballnüssen.** 28. *Phoma Juglandis Sacc.*, auf der grünen Fruchtschale der Walnussfrüchte dunkle, trockne Flecke bildend; Pusteln punktförmig, schwarz; Sporen spindelförmig, farblos.
- Auf Morus.** 29. *Phoma Morum Sacc.*, auf noch lebenden Zweigen von *Morus alba*, in Italien im Frühlinge 1884 häufig und schädlich nach Saccardo?).
- Auf Citrus.** 30. *Phoma eustaga Penz. et Sacc.*, auf bleichen Blattflecken von *Citrus Limonum* in Italien.
31. *Dendrophoma valispora Penz.*, auf trocknen Blattflecken von *Citrus Limonum* in Italien.
- Auf Ephen.** 32. *Phoma hederacea Arc.*, auf Blättern des Ephen in Italien.
- Auf Äpfeln.** 33. *Phoma pomorum Thüm.*, auf reifen Äpfeln, auf runden weißen trocknen Flecken.
- Auf Korktöfen.** 34. *Phoma Armeniacae Thüm.*, erzeugt auf den fast reifen Früchten der Aprikosen rundliche, weiße, dann schmutziggraue Flecke, auf denen punktförmige, schwarze Pusteln stehen; Sporen oval, farblos oder hellgrau, 0,002—0,003 mm lang.
- Auf Hardenbergia.** 35. *Phoma Hardenbergiae Penz. et Sacc.*, auf den Blättern von *Hardenbergia ovata* trockne Flecke erzeugend, wodurch die Blätter gelblich werden; in Italien.
- Auf Oliven.** 36. *Phoma Oleae Sacc.*, auf den Früchten des Ölbaumes in Italien harte, schwarze, runde Flecke erzeugend, Sporen 0,0045 mm lang, und *Phoma incompta Sacc. et Mort.*, ebendasselbst, auf rötlichen Flecken, Sporen 0,006—0,008 mm lang.
37. *Phoma Olivorum Thüm.*, auf Früchten des Ölbaumes in Österreich; Sporen 0,003—0,005 mm lang.
38. *Phoma dalmatica Sacc.*, ebendasselbst, Sporen 0,022 mm lang.
- Auf Hoya.** 39. *Phoma Bolleana Thüm.*, auf trocknen Blattflecken von *Hoya carnosa* in Gewächshäusern in Görz.
- Auf Kartoffeln.** 40. *Phoma solanicola Prill. et Delacr.*, auf den Stengeln der Kartoffelpflanze (Richter's Imperator) weiße oder gelbliche, große, ovale Flecke erzeugend; die Pusteln brechen nur mit ihren Hälsen hervor. Die eiförmigen, farblosen Sporen sind 0,0075 mm lang und 0,003 mm breit. Der Pilz wurde in Frankreich von Prillieux und Delacroix?) beobachtet.
- Auf Kürbis.** 41. *Phoma Cucurbitacearum Sacc.*, bildet kleine, schwarze Flecken auf den Kürbisfrüchten; Pusteln aus der Epidermis hervortragend; Sporen oblong, 0,0075 mm lang.

1) Boll. mens. di Bachicoltura. Padua 1884, Nr. 4, pag. 15.

2) Bull. Soc. Mycol. de France VI. 1890, pag. 174.

42. *Phoma subvelata* Sacc., wie der vorige Pilz auf den Früchten der Kürbisse, Pythiden von der Epidermis bedeckt; Sporen oblong, cylindrisch, in der Mitte etwas eingeschnürt, 0,008—0,009 mm lang.

43. *Phoma decorticans de Not.*, auf den Früchten der Gurke kleine, schwarze Pünktchen bildend, welche von der später zerreisenden Epidermis bedeckt sind; Sporen oblong-spinselförmig, farblos, 0,010 mm lang. Auf Gurke.

44. *Phoma Hieracii Rostr.*, auf den Blättern von Hieracium Auf Hieracium, prenanthoides in Grönland.

### V. Sphaeronema. Fr.

Die Sporen stimmen mit denen von *Phoma* überein, die Pythiden *Sphaeronema* ind in der Unterlage eingesenkt oder mehr oder weniger oberflächlich und unterscheiden sich von denen von *Phoma* durch eine halsförmig verlängerte Mündung.

1. *Sphaeronema fimbriatum* Sacc., auf den Knollen von Batatas Auf Bataten. edulis, welche dadurch erkranken, in Nordamerika. Die Pythiden besitzen einen gewimperten Mündungshals; die Sporen sind kuglig-elliptisch, farblos, 0,003—0,009 mm lang.

2. *Sphaeronema Lycopersici Plow.*, auf Früchten der Tomaten Auf Tomaten. in England, mit freisförmig angeordneten Pythiden; Sporen cylindrisch, 0,010 mm lang.

### VI. Chaetophoma Cooke.

Die Pythiden sind denen von *Phoma* in Bau und Sporen im *Chaetophoma*. wesentlichen gleich, sitzen aber oberflächlich auf dem Pflanzenteile auf einem sichtbaren, braunfädigen Myceliumgeflecht. Es sind wohl meist Pythiden der Gattung Capnodium oder Meliola (S. 270 und 276); von den folgenden Arten sind noch keine Perithezien bekannt.

1. *Chaetophoma Musae Cooke*, auf braunschwarzen Flecken der Blätter von Musa, zugleich mit Cladosporium-Conidienträgern. Auf Musa.

2. *Chaetophoma Sabal Cooke*, bildet sammetartige, braune Flecke auf Sabal, zugleich mit Macrosporium-Conidienträgern. Auf Sabal.

3. *Chaetophoma Cycadis Cooke*, auf braunen Flecken an der Unterseite der Fiedern von Cycas, ebenfalls mit Macrosporium-Conidienträgern. Auf Cycas.

### VII. Asteroma DC.

Kleine, schwarze, aus dem Pflanzenteile hervorragende, kugelige *Asteroma*. Pythiden sitzen dicht beisammen auf einem schwarzen oder braunen Mycelium, welches strahlig verlaufende, am Rande sternartig ausstrahlende, in den Pflanzenteil eingewachsene Fäden darstellt; Sporen einzellig, farblos, eiförmig oder kurz cylindrisch. Diese Pilze erscheinen als strahlig-faserige, schwarze Flecke auf den Blättern, doch meist auf toten Zellen; nur die parasitischen sind hier erwähnt.

1. *Asteroma Brassicae Chev.*, bildet bleiche Flecke auf den Blättern des Kohls, auf deren Mitte die sternförmig angeordneten Pythiden stehen, die vielleicht zu *Sphaerella brassicaecola* (S. 311) gehören. Auf Kohl.

- Auf *Erysimum*. 2. *Asteroma Alliariae Fuekel*, auf Blättern von *Erysimum Alliarise*.
- Auf *Dentaria*. 3. *Asteroma radiatum Fuekel*, auf Blättern von *Dentaria pentaphyllum*.
- Auf *Ulmus*. 4. *Asteroma Ulmi Grw. (Piggotia astroidea B. et Br.)*, auf Blättern von *Ulmus campestris*.
- Auf *Populus*. 5. *Asteroma Fockelii Sacc.*, auf der Unterseite der Blätter von *Populus tremula* und *monilioides*.
- Auf *Dianthus*. 6. *Asteroma Dianthi Cooke*, auf Blättern und Stengeln von *Dianthus*.
- Auf Himbeeren. 7. *Asteroma Rubi Fuekel*, bildet olivenbraune, feinfaserige Flecke auf den Zweigen der Himbeere.
- Auf Rosen. 8. *Asteroma punctiforme Berk.*, auf den Blättern der Rosen in Nordamerika.
- Auf Äpfeln. 9. *Asteroma Mespili Rob. et Desm.*, bildet rundliche, am Rande strahlige, braune Flecke auf den beiden Blattseiten der Äpfeln.
- Auf Apfel-  
Birnbaum ic. 10. *Asteroma geographicum Desm.*, bildet auf der Oberseite der Blätter des Apfelbaumes, Birnbaumes, von *Sorbus Aria* und *terminalis*, auch auf *Prunus serotina*, *virginiana* etc. schwärzliche Flecke, die aus landartenähnlich durcheinander laufenden schwarzen Linien gebildet werden; Sporen oblong, 0,02 mm lang.
- Auf *Prunella*. 11. *Asteroma Prunellae Part.*, auf Stengeln, Blättern und Kelchen von *Prunella vulgaris*.
- Auf *Tussilago*. 12. *Asteroma impressum Fuekel*, auf Blättern von *Tussilago Farfara*.
- Auf *Solidago*. 13. *Asteroma Solidaginis Cke.*, auf *Solidago elliptica* in Nien.

VIII. *Vermicularia Fr.*

*Vermicularia*. Die schwarzen, kugelförmigen oder kegelförmigen Pykniden sitzen ziemlich oberflächlich und sind mit langen, starren, durch Querswände gegliederten, dunkelbraunen Vorhien bekleidet; die Sporen sind einzellig, farblos, spindelförmig oder cylindrisch. Die meisten Arten sind saprophyl und bleiben hier unberücksichtigt.

- Auf *Colchicum*. 1. *Vermicularia circinans Berk.*, erzeugt graubraune, trockne Flecke auf Blättern und Stengeln der Zwiebeln, auf denen die sehr kleinen punktförmigen, schwarzen Pykniden kreisförmig angeordnet stehen. Sporen oblong, schwach gekrümmt.
2. *Vermicularia Schoenoprasii Fuekel*, auf Blättern und Zwiebeln von *Allium Schoenoprasum*.
- Auf *Trillium*. 3. *Vermicularia Colchici Fuekel*, auf Blättern von *Colchicum autumnale*.
4. *Vermicularia Peckii Sacc.*, auf Blättern von *Trillium erythrocarpum* in Amerika.
- Auf *Ficus*. 5. *Vermicularia religiosa Thüm.*, auf Blättern von *Ficus religiosa*.
- Auf  
Stachelbeeren. 6. *Vermicularia Grossulariae Fuekel*, auf halbreifen Stachelbeeren, anfangs kleine, schnell sich vergrößernde, braune Flecke bildend, welche ein frühes Abfallen der Früchte zur Folge haben. Auf den Flecken

brechen die Pykniden als zahlreiche, kleine, dunkelolivbraune, konvexe, runde Köpfe hervor, welche dicht mit ebenso gefärbten Haaren bedeckt sind. Die Sporen sind spindelförmig, gekrümmt, 0,02 mm lang.

7. *Vermicularia trichella* Fr., auf braunen, sich vergrößernden Flecken der Blätter des Apfelbaums, Birnbaums u.; Sporen gekrümmt, spindelförmig, 0,016–0,025 mm lang. Auf Apfel-, Birnbaum u.

8. *Vermicularia atramentaria* Berk. et Br., bildet strahlige auf Kartoffeln schwarze Flecke auf den Stengeln der Kartoffel, auf denen die kleinen, punktförmigen, schwarzen, langborstigen Pykniden gesellig stehen; Sporen kurz cylindrisch.

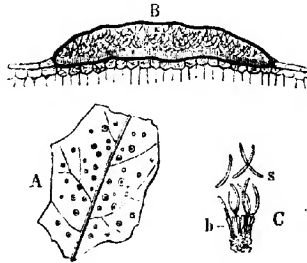
9. *Vermicularia Ipomoeearum* Schw., auf Stengeln von Ipomoea purpurea und coccinea. Auf Ipomoea.

10. *Vermicularia Cucurbitae* Cooke, auf Früchten der Kürbisse. Auf Kürbissen.

### IX. Discosia Lib.

Die Pykniden sind im Umriss rund, aber sehr flach konvex, schildförmig, schwarz, zwischen der Epidermis und der Cuticula eingewachsen, meist am Scheitel unregelmäßig sich öffnend, auf ihrem Boden das Sporenlager tragend (Fig. 74); die Sporen sind gekrümmt, cylindrisch, einzellig, farblos, an der Spitze oft mit einem feinen wimperartigen Anhängsel.

Discosia.



Auf Alnus.

*Discosia alnea* Fr. (*Sphaeria alnea* Link., *Dothidea alnea* Fr.) bildet auf lebenden Blättern von Alnus glutinosa und incana kohlschwarze, glänzende, runde Punkte von  $\frac{1}{5}$  bis  $\frac{1}{4}$  mm Durchmesser, welche in großer Anzahl nahe beisammen auf einem Teile des Blattes stehen oder über das ganze Blatt sich verbreiten, zahlreicher auf der Ober- als auf der Unterseite. Diese Pykniden bilden sich zwischen der Cuticula und der eigentlichen Epidermis, welche darunter oft bis zur Unkenntlichkeit zusammengedrückt wird. Das Mycelium befindet sich im Innern des Blattes. Die befallenen Blattstellen erhalten sich ziemlich lange grün; später werden sie allmählich mehr gelb, während der übrige Teil des Blattes gesund bleibt. Einen erheblichen Schaden dürfte dieser Parasit nicht verursachen. Ob der Pilz den Spermatogonienzustand von *Gnomonia tubaeformis*, welche sich auf toten Erlenblättern bildet, darstellt, wie Focke annimmt, ist durch entwickelungsgeographische Untersuchungen bisher nicht erwiesen.

Fig. 74.

**Discosia alnea.** A Stück eines Erlenblattes mit Pykniden. B Durchschnitt durch eine Stelle eines Blattes mit darauf sitzender, flach konvexer Pyknide, im Innern derselben zahlreiche Sporen, schwach vergrößert. C ein Stückchen des Sporenlagers in der Pyknide, bei b die sporenbildenden Zellen, bei s Sporen. Stark vergrößert.

X. *Leptothyrium* Schm. et Kze., und *Sacidium* Nees.

*Leptothyrium*  
und *Sacidium*.

Die Hyphiden sind ganz flach schüsselförmig, ohne eigentliche Mündung wie bei der vorigen Gattung, die Sporen ei- oder spindelförmig, einzellig, farblos. Den Namen *Sacidium* will Saccardo für diejenigen Formen gewählt wissen, deren Hyphidenwand eine deutlich zellige Struktur zeigt; doch dürfte dieses Merkmal keinen sicheren Unterscheid gewähren. Die meisten Arten sind saprophyt.

- |                         |  |
|-------------------------|--|
| Auf Cycas.              | 1. <i>Leptothyrium Cycadis</i> Pass., auf trockenen, weißlichen Stielen der Blätter von <i>Cycas revoluta</i> im botanischen Garten zu Parma.  |
| Auf Nadeln und Kiefern. | 2. <i>Leptothyrium Pini</i> Sacc., auf den Nadeln von Nadeln und Kiefern.  |
| Auf Luzula.             | 3. <i>Leptothyrium subtectum</i> Sacc., auf Blättern von <i>Luzula</i> in Italien.   |
| Auf Corylus.            | 4. <i>Leptothyrium Coryli</i> Lib., auf Blättern von <i>Corylus Avellana</i> .   |
| Auf Quercus.            | 5. <i>Leptothyrium dryinum</i> Sacc., auf Blättern von <i>Quercus pedunculata</i> in Italien.  |
| Auf Castanea.           | 6. <i>Leptothyrium castanicolum</i> Ell. et Ev., auf den Blättern von <i>Castanea vesca</i> in Nordamerika.  |
| Auf Alnus.              | 7. <i>Leptothyrium alneum</i> Sacc., auf Blättern von <i>Alnus</i> .   |
| Auf Salix.              | 8. <i>Sacidium Venetum</i> Speg., auf Blättern von <i>Salix purpurea</i> in Italien.   |
| Auf Populus.            | 9. <i>Leptothyrium Populi</i> Fuekel, auf Blättern von <i>Populus nigra</i> und <i>pyramidalis</i> .   |
| Auf Chenopodium.        | 10. <i>Sacidium Chenopodii</i> Nees., auf Blättern von <i>Chenopodium viride</i> in Holland.   |
| Auf Brassica.           | 11. <i>Leptothyrium Brassicae</i> Pr., auf Blättern von <i>Brassica oleracea</i> .   |
| Auf Buxus.              | 12. <i>Leptothyrium Buxi</i> Cooke et Mass., auf weißen Stielen der Blätter von <i>Buxus sempervirens</i> in Frankreich.   |
| Auf Acer.               | 13. <i>Leptothyrium acerinum</i> Corda, auf Blättern von <i>Acer campestre</i> und <i>platanoides</i> .  |
| Auf Aristolochia.       | 14. <i>Sacidium Spegazzianum</i> Sacc., auf Blättern von <i>Aristolochia Clematidis</i> etc. in Italien.   |
| Auf Spiraea.            | 15. <i>Sacidium Ulmariae</i> Sacc. et Roum., auf <i>Spiraea Ulmaria</i> in den Ardennen.   |
| Auf Potentilla etc.     | 16. <i>Leptothyrium macrothecium</i> Fuekel, auf Blättern von <i>Potentilla</i> , <i>Rubus</i> , <i>Rosa</i> etc.  |
| Auf Rubus.              | 17. <i>Leptothyrium Rubi</i> Sacc., auf Blättern von <i>Rubus</i> in Frankreich.   |
|                         | 18. <i>Sacidium versicolor</i> Desm., auf Zweigen von <i>Rubus fruticosus</i> in Frankreich.   |
| Auf Äpfeln.             | 19. <i>Leptothyrium Pomi</i> Sacc., auf der Schale der Apfelschale, wo die zahlreichen Hyphiden wie kleine schwarze Punkte beisammenstehen, ohne daß die Fruchtschale sich entfarbt. |
| Auf Prunus.             | 20. <i>Leptothyrium Libertianum</i> Sacc., auf Blättern von <i>Prunus Padus</i> .  |
| Auf Medicago.           | 21. <i>Leptothyrium Medicagoe</i> Pass., auf Stengeln von <i>Medicago sativa</i> in Italien.   |

22. *Leptothyrium Melampyri* Bäuml., auf den Blättern von *Melampyrum nemorosum* in Ungarn. Auf *Melampyrum*.  
 23. *Leptothyrium discoideum* Sacc., auf Blättern des Kaffeestrauchs in Venezuela. Auf Kaffeestrauch.  
 24. *Leptothyrium Periclymeni* Sacc., auf Blättern von *Lonicera xylosteum* und *Caprifolium*. Auf *Lonicera*.  
 25. *Leptothyrium asterinum* B. et Br., auf Blättern von *Aster tripolium* in England. Auf *Aster*.

### XI. Cryptosporium Corda.

Die *Pythiden* sind niebergebrückt kegelförmig, mit flacher Basis, *Cryptosporium*. dem Pflanzenteile eingewachsen und in der Mitte mit pußelförmiger Mündung hervorbrechend, aber die Wand der *Pythide* ist nicht von Pilzgewebe, sondern von dem Pflanzengewebe selbst gebildet. Die Sporen spindelig-kegelförmig, einzellig, farblos. Die meisten Arten kommen saprophyt an toten Pflanzenteilen vor.

1. *Cryptosporium nigrum* Bon., erzeugt auf den Blättern des Walnußbaumes dunkelbraune, scharf abgegrenzte rundliche oder eckige Flecke. Auf Walnußbaum.  
 2. *Cryptosporium viride* Bon., auf Blättern des Apfelbaumes, von *Sorbus* etc. Auf Apfelbaum.

### XII. Melasmia. Lév.

Die flach eingedrückten *Pythiden*, welche ohne Mündung sind oder spaltenförmig sich öffnen, sitzen in einem schwarzen Stronta, welches unregelmäßig im Blatte ausgebreitet ist, wie bei *Rhytisma* (s. unten), zu welcher Gattung diese Formen wohl als Conidienfrüchte gehören. *Melasmia*.

1. *Melasmia Berberidis* Thüm. et Wint., auf braunen Flecken auf der Blattoberseite von *Berberis vulgaris* in Österreich. Auf *Berberis*.  
 2. *Melasmia Aviculariae* West., auf schwarzen Blattflecken von *Polygonum aviculare* in Belgien. Auf *Polygonum*.  
 3. *Melasmia acerina* Lév., und *Melasmia punctata* Sacc. et Roum., auf den Blättern von *Acer*, wahrscheinlich zu *Rhytisma acerinum* (s. unten) gehörig. Auf *Acer*.  
 4. *Melasmia Empetri* Magn., bildet schwarze, nur wenige *Pythiden* auf dem entfaltenden Kusteln auf den jungen Zweiglein von *Empetrum nigrum*, auf der Insel Wollin<sup>1)</sup>. Auf *Empetrum*.

### XIII. Fusicoccum Corda.

Die *Pythiden* sind inwendig mehr oder weniger deutlich mehrschichtig; die Sporen spindelförmig, einzellig, farblos. *Fusicoccum*.

*Fusicoccum abietinum* Prill. et Delacr. (Phoma abietina R. Hart.), Tannennindenpilz. der Tannennindenpilz, befallt die Rinde schwächerer und stärkerer Zweige und der Hauptaxe jüngerer bis armdicker Tannen und bewirkt Bleichen und Vertrocknen der Rinde meist rings um den Zweig herum, infolgedessen der Ast oberhalb der kranken Stelle abstirbt. Auf der abgetriebenen

<sup>1)</sup> Vergl. Magnus in Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1885, pag. 104.



Rinde treten zahlreiche kleine, schwarze, rundliche, innen mehrschichtige Pykniden hervor, in denen zahlreiche kleine, einzellige, kurz spindelförmige, farblose Conidien erzeugt werden, die in Wasser leicht auskeimen. Die Krankheit wurde zuerst von K. Hartig<sup>1)</sup> sehr häufig im bayerischen Walde, auch im Schwarzwalde und in den bairischen Alpen beobachtet. Perithezien eines Ascomyceten waren nie zu finden; auch der Zusammenhang mit der häufig dabei auftretenden *Peziza calycina* blieb K. Hartig zweifelhaft. Rehm<sup>2)</sup> stellt jedoch diesen Pilz als Conidienform zu *Dasy-scypha calyciformis*.

#### XIV. Ascochyta Lib.

##### Ascochyta.

Die Pykniden gleichen denen von *Phyllosticta* (S. 386), indem sie kleine, kugelige oder linsenförmige, von einer dünnen Haut vollständig umschlossene, unter der Cuticula oder der Epidermis eingewachsene, mit einem deutlichen Porus auf ihrem Scheitel nach außen sich öffnende Säutchen darstellen. Die Sporen sind ebenfalls meist farblos, aber zweizellig, eiförmig oder oblong. Diese Pilze bringen ebenfalls vorwiegend an Blättern franke Stellen von größerer oder geringerer Ausdehnung, nicht selten scharf umschriebene franke Blattflecken hervor.

##### Auf Gramineen

1. Auf Gramineen. a) *Ascochyta graminicola* Sacc., bildet auf den Blättern des französischen Roggroses und des Honigrogas gelbe, später braun werdende Flecke von verschiedener Ausdehnung, auf denen die punktförmigen, bis 0,1 mm großen schwarzen Pykniden gesellig sitzen; Sporen eispindelförmig, 0,010–0,018 mm lang. Auch auf *Brachypodium*, *Triticum repens*, *Molinia* und *Psamma* beobachtet. Im Jahre 1894 habe ich den Pilz in Deutschland auf kranken Weizenblättern in Begleitung der *Leptosphaeria Tritici* und anderer Weizenpilze, sowie auch auf den unteren Blättern des Roggens zusammen mit *Leptosphaeria herpotrichoides* und *Sphaerella basicola* gefunden.

b) *Ascochyta calamagrostidis* Brun., auf *Calamagrostis* in Frankreich.

c) *Ascochyta perforans* Sacc., auf *Ammophila arundinacea* in Belgien.

d) *Ascochyta Ischaemi* Sacc., auf *Andropogon Ischaemum* in Italien.

e) *Ascochyta zeina* Sacc., erzeugt rote langgezogene Flecke auf der Blattoberseite des Weizens in Oberitalien; Sporen länglich-elliptisch, in der Mitte etwas eingeschnürt, 0,018 mm lang.

f) *Ascochyta sorghina* Sacc., erzeugt längliche, braune Flecke auf den Blättern von Sorgho; Sporen wie bei voriger, 0,020 mm lang.

g) *Ascochyta Sorghi* Sacc., soll von voriger durch kleine Pykniden und 0,014 mm lange Sporen abweichen.

h) *Ascochyta Oryzae* Can., auf den Blättern des Reis.

<sup>1)</sup> Rehrb. d. Baumkrankheiten, 2. Aufl. Berlin 1889, pag. 124.

<sup>2)</sup> Rabenhorst, Kryptog. Flora I. 3. Abt., pag. 835.

2. Auf Cyperaceen. a) *Ascochyta decipiens Traill.*, auf *Helio-*Auf Cyperaceen.  
charis in Schottland.
- b) *Ascochyta lacustris Pass.*, auf *Scirpus lacustris* in Italien.
3. Auf Juncaceen. *Ascochyta teretiscula Sacc. et Roum.*, auf Auf Juncaceen.  
Blättern von *Luzula* in den Ardennen.
4. Auf Eiliaceen. *Ascochyta Erythronii Sacc.*, auf den Blättern Auf Eiliaceen.  
von *Erythronium* in Italien.
5. Auf Tribeem. a) *Ascochyta Iridis Oud.*, auf den Blättern von Auf Tribeem.  
*Iris Pseudacorus* in Holland.
- b) *Ascochyta Quercus Sacc.*, auf den Blättern von *Quercus*.
6. Auf Cupuliferen. *Ascochyta Coryli Sacc.*, auf den Blättern Auf Cupuliferen.  
von *Corylus*.
7. Auf Betulaceen. *Ascochyta carpinea Sacc.*, auf den Blättern Auf Betulaceen.  
von *Carpinus*.
8. Auf Salicaceen. a) *Ascochyta populina Sacc.*, auf den Auf Salicaceen.  
Blättern von *Populus*.
- b) *Ascochyta Tremulae Thüm.*, auf den Blättern von *Populus*  
*tremula*.
- c) *Ascochyta Vitellinae Pass.*, auf *Salix vitellina* und *Ascochyta*  
*salicicola Pass.*, auf *Salix alba*, beide in Frankreich.
9. Auf Ulmaceen. *Ascochyta ulmella Sacc.*, auf den Blättern Auf Ulmaceen.  
von *Ulmus*.
10. Auf Urticaceen. *Ascochyta Parietariae Roum. et Fautr.*, Auf Urticaceen.  
auf *Parietaria officinalis* in Frankreich.
11. Auf Polygonaceen. *Ascochyta Fagopyri Thüm.*, auf Auf  
trockenen Stengeln vom Buchweizen in Ödrg. Polygonaceen.
12. Auf Chenopobiaceen. a) *Ascochyta Betae Prill. et Delacr.*, Auf  
auf den Blattstielen von *Beta vulgaris*. Chenopobiaceen.
- b) *Ascochyta Atriplicis Desm.*, auf *Atriplex*.
13. Auf Carthophyllaceen. a) *Ascochyta Saponariae Fockel.*, Auf  
auf *Saponaria officinalis*. Carthophyllaceen.
- b) *Ascochyta Dianthi Berk.*, auf den Blättern von *Dianthus*.
14. Auf Ranunculaceen. a) *Ascochyta clematidina Thüm.*, Auf  
auf den Blättern von *Clematis glauca* in Sibirien. Ranunculaceen.
- b) *Ascochyta Hellebori Sacc.*, auf den Blättern von *Helleborus*.
- c) *Ascochyta Trollii Thüm.*, auf *Trollius europaeus* in Sibirien.
- d) *Ascochyta Aquilegiae Sacc.*, auf den Blättern von *Aquilegia*.
15. Auf Anonaceen. *Ascochyta Cherimoliae Thüm.*, auf den Auf Anonaceen.  
Blättern von *Anona Cherimolia*.
16. Auf Nymphaeaceen. *Ascochyta Nymphaeae Pass.*, auf den Auf  
Blättern von *Nymphaea* in Italien. Nymphaeaceen.
17. Auf Cruciferen. a) *Ascochyta Brassicae Thüm.*, auf Auf Cruciferen.  
schmutzig gelbgrauen Flecken der Blätter des Kohls; Psyniden auf der  
Blattoberseite hervorstehend; Sporen spindelförmig, gerade, 0,015—0,016 mm  
lang. In Portugal.
- b) *Ascochyta Armoraciae Fockel.*, auf trockenen Blattflecken des  
Meerrettigs.
- c) *Ascochyta Drabae Oud.*, auf *Draba alpina* in Norwegen.
- d) *Ascochyta Thlaspeos Kick.*, auf *Thlaspi perfoliatum* in  
Frankreich.

- Auf Papaveraceen.** 18. Auf Papaveraceen. *Ascochyta Papaveris* Oud., auf *Papaver nudicaule* in Romaja Semlja.
- Auf Violaceen.** 19. Auf Violaceen. *Ascochyta Violae* Sacc., auf den Blättern von *Viola*.
- Auf Ternstroemiaceen.** 20. Auf Ternstroemiaceen. *Ascochyta Camelliae* Pass., auf *Camellia japonica* in Frankreich; *Ascochyta heterophragmia* Pass., auf *Camellia* in Italien.
- Auf Hypericaceen.** 21. Auf Hypericaceen. *Ascochyta Hyperici* Lasch., auf Blättern von *Hypericum perforatum*.
- Auf Aurantiaceen.** 22. Auf Aurantiaceen. a) *Ascochyta Citri* Penz., auf den Blättern der Citrus-Arten.  
b) *Ascochyta Hesperidearum*, Penz., und *Ascochyta bomeyana* Penz. et Sacc., auf Blättern von *Citrus Limonium* in Italien.
- Auf Vitaceen.** 23. Auf Vitaceen. a) *Ascochyta ampelina* Sacc., an Blättern und Ranken des Weinstocks edige, trockene, weißliche Flecke bildend, die oberseits mit einem braunen Rande umgeben sind; Pykniden 0,07 mm im Durchmesser, Sporen länglich-spindelförmig, hell olivgrün, 0,010 mm lang.  
b) *Ascochyta Ellisii* Thüm., auf Blättern von *Vitis Labruera*, ist jedoch nach *Viala* identisch mit *Phoma uvicola*.
- Auf Buraceen.** 24. Auf Buraceen. *Ascochyta buxina* Sacc., auf den Blättern von *Buxus sempervirens*.
- Auf Malvaceen.** 25. Auf Malvaceen. a) *Ascochyta althaeina* Sacc., auf *Althaea officinalis*.  
b) *Ascochyta parasitica* Fautr., auf *Althaea rosea*.  
c) *Ascochyta malvicola* Sacc., auf *Malva silvestris* in Italien.
- Auf Aceraceen.** 26. Auf Aceraceen. *Ascochyta arenaria* Lév., auf *Acer campestre* in Rußland.
- Auf Garryaceen.** 27. Auf Garryaceen. *Ascochyta Garryae* Sacc., auf Blättern von *Garrya elliptica* in Frankreich.
- Auf Rhamnaceen.** 28. Auf Rhamnaceen. *Ascochyta Paliuri* Sacc., auf Blättern von *Paliurus aculeatus* in Italien.
- Auf Cornaceen.** 29. Auf Cornaceen. *Ascochyta cornicola* Sacc., auf Blättern von *Cornus sanguinea* in Italien.
- Auf Umbelliferen.** 30. Auf Umbelliferen. a) *Ascochyta anethicola* Sacc., auf den Blättern von *Anethum* in Frankreich.  
b) *Ascochyta Bupleuri* Thüm., auf *Bupleurum falcatum*.  
c) *Ascochyta phomoides* Sacc., auf Stengeln von *Eryngium* in Frankreich.
- Auf Araliaceen.** 31. Auf Araliaceen. *Ascochyta maculans* Fückel, auf den Blättern von *Hedera Helix*.
- Auf Aristolochiaceen.** 32. Auf Aristolochiaceen. *Ascochyta Aristolochiae* Sacc., auf Blättern von *Aristolochia Clematitis* in Italien.
- Auf Calycanthaceen.** 33. Auf Calycanthaceen. *Ascochyta Calycanthi* Sacc., auf Blättern von *Calycanthus floridus* in Italien.
- Auf Elaeagnaceen.** 34. Auf Elaeagnaceen. *Ascochyta Elaeagni* Sacc., auf Blättern von *Elaeagnus*.
- Auf Myrtaceen.** 35. Auf Myrtaceen. *Ascochyta Puiggarii* Speg., auf Blättern von Myrtaceen.
- Auf Philadelphaceen.** 36. Auf Philadelphaceen. *Ascochyta Philadelphi* Sacc., auf Blättern von *Philadelphus*.

37. Auf Rosaceen. a) *Ascochyta Fragariae* Sacc., auf Blättern Auf Rosaceen. von *Fragaria*. Ob der Pilz zu *Sphaerella Fragariae* (S. 312) gehört, ist zweifelhaft.

b) *Ascochyta colorata* Peck., auf *Fragaria virginiana* in Nordamerika.

c) *Ascochyta Potentillarum* Sacc., auf *Potentilla reptans* in Italien.

d) *Ascochyta rosicola* Sacc., auf Blättern von *Rosa muscosa* in Italien.

e) *Ascochyta Feuilleauboisiiana* Sacc. et Roum., auf Blättern von *Rubus*-Arten in den Ardennen.

38. Auf Spiräaceen. *Ascochyta obducens* Fockel, auf *Spiraea* Auf Spiräaceen. *Ulmaria*.

39. Auf Pomaceen. a) *Ascochyta piricola* Sacc., auf trocknen, Auf Pomaceen. weißlichen, braunberandeten Flecken der Blätter des Birnbaums; Sporen oblong, zweizellig, hell otfenfarbig, 0,01 mm lang. Soll als Synonymum zu *Leptosphaeria Lucilla* Sacc., die auf abgestorbenen Birnblättern vorkommt, gehören, und würde dann auch mit *Septoria piricola* Desm., (f. unten) spezifisch identisch sein.

b) *Ascochyta Crataegi* Fockel, auf Blättern von *Crataegus*.

c) *Ascochyta Mespili* Pass., auf braunen, dann in der Mitte grau werdenden Flecken der Blätter von *Mespilus*: Sporen elliptisch, bloß olivengrün, 0,010 mm lang. In Frankreich.

40. Auf Amygdalaceen. *Ascochyta chlorospora* Speg., auf Auf grauen Flecken der Blätter von *Prunus domestica*: Sporen elliptisch, in Amygdalaceen. der Mitte eingeschnürt, hell grünlich, 0,010—0,012 mm lang. In Oberitalien.

41. Auf Leguminosen. a) *Ascochyta leguminum* Sacc., auf Auf Leguminosen. den Hülsen von *Cytisus Laburnum* in Frankreich.

b) *Ascochyta Pisi* Lib., auf braunen Flecken der Hülsen der Erbsen, auch an Blättern und Stengeln; Sporen länglich, in der Mitte etwas eingeschnürt, farblos, 0,014—0,016 mm lang. Der Pilz ist in Deutschland nicht selten, 1889 auch in Rom von Cuboni<sup>1)</sup> sehr verbreitet beobachtet worden. Der Pilz geht gerade sowie *Gloeosporium Lindemuthianum* (S. 380) aus der Hülse bis in die Samen, welche trotzdem keimfähig ausgebildet werden, aber dann bei ihrer Keimung den Pilz auf die jungen Pflanzen übertragen.

c) *Ascochyta Lathyri* Trail., auf *Lathyrus silvestris* in Schottland; Sporen cylindrisch, 0,008—0,010 mm lang.

d) *Ascochyta Viciae* Lib., auf roten Flecken der Blätter von *Vicia sepium*, Sporen länglich-eiförmig, 0,012—0,014 mm lang.

e) *Ascochyta vicicola* Sacc., auf bleichen, rotgesäumten Flecken der Blätter und Hülsen von *Vicia sepium*: Sporen fast cylindrisch, gelblich, 0,013—0,016 mm lang.

f) *Ascochyta Orobi* Sacc., auf Blättern von *Orobis vernus* und *lathyroides*.

g) *Ascochyta Phaseolorum* Sacc., auf großen, gelben Flecken der Blätter von *Phaseolus*: Sporen oblong, in der Mitte eingeschnürt, farblos,

<sup>1)</sup> Bulletino di Notizie agrarie. 1889, pag. 1220.

0,010 mm lang. In Italien. Es wäre noch zu entscheiden, ob dieser Pilz wirklich spezifisch verschieden von *Ascochyta Pisi* ist. Das Gleiche gilt von dem als *Ascochyta Bolthauseri* Sacc., beschriebenen Pilz, der in der Schweiz auf Blattflecken von *Phaseolus* beobachtet worden ist, obgleich die Sporen desselben auf 0,022—0,028 mm Länge angegeben werden <sup>1)</sup>.

h) *Ascochyta Vulnerariae* Fückel, auf Blättern von *Anthyllis Vulneraria*.

i) *Ascochyta Emeri* Sacc., auf Blättern von *Coronilla Emerus* in Italien.

k) *Ascochyta Robiniae* Sacc., auf den Blättern von *Robinia*.

l) *Ascochyta Siliquastri* Pass., auf Hälften von *Cereis Siliquastrum* in Italien.

Auf Ericaceen. 42. Auf Ericaceen. *Ascochyta Unedonis* Sacc., auf Blättern von *Arbutus Unedo* in Frankreich.

Auf Primulaceen. 43. Auf Primulaceen. *Ascochyta Primulae* Trail, auf *Primula vulgaris* in Schottland.

Auf Oleaceen. 44. Auf Oleaceen. a) *Ascochyta Ligustri* Sacc., und *Ascochyta ligustrina* Pass., auf Blättern von *Ligustrum*.

b) *Ascochyta Orni* Sacc., auf Blättern von *Fraxinus Ornus*.

c) *Ascochyta metulisporea* B. et Br., auf Blättern von *Fraxinus* in Schottland.

d) *Ascochyta bacilligera* Wint., auf *Phillyrea angustifolia* in Portugal.

Auf Apocynaceen. 45. Auf Apocynaceen. *Ascochyta Oleandri* Sacc., auf *Nerium Oleander*.

Auf Gentianaceen. 46. Auf Gentianaceen. *Ascochyta Chlorae* Sacc. et Speg., auf *Chlora perfoliata* in Italien.

Auf Convolvulaceen. 47. Auf Convolvulaceen. *Ascochyta Calystegiae* Sacc., auf *Calystegia sepium* in Italien.

Auf Solanaceen. 48. Auf Solanaceen. a) *Ascochyta Nicotianae* Pass., auf unregelmäßigen, trockenen, braunen Flecken der Blätter des Tabaks, in Italien. Sporen eiförmig-länglich, in der Mitte schwach eingeschnürt, farblos.

b) *Ascochyta Daturae* Sacc., auf den Blättern von *Datura Stramonium*.

c) *Ascochyta Petuniae* Speg., auf den Blättern von *Petunia* in Italien.

d) *Ascochyta Lycopersici* Brun., und *Ascochyta socia* Pass., auf den Blättern von *Solanum Lycopersicum*.

e) *Ascochyta physalina* Sacc., auf den Blättern von *Physalis Alkekengi* in Italien.

Auf Scrophulariaceen. 49. Auf Scrophulariaceen. a) *Ascochyta Digitalis* Fückel, auf den Blättern von *Digitalis*.

b) *Ascochyta Paulowniae* Sacc. et Brun., auf Blättern von *Paulownia* in Frankreich.

c) *Ascochyta Verbasci* Sacc. et Speg., auf Blättern von *Verbascum phlomoides* in Italien.

d) *Ascochyta verbascina* Thüm., auf *Verbascum sinuatum* in Italien.

<sup>1)</sup> Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 135.

50. Auf Labiaten. *Ascochyta Lamiorum* Sacc., auf Blättern Auf Labiaten.  
von *Lamium album* in Italien.
51. Auf Plantaginaceen. *Ascochyta Plantaginis* Sacc. et Auf  
Spez., auf Blättern von *Plantago major* in Italien. Plantaginaceen.
52. Auf Caprifoliaceen. a) *Ascochyta Periclymeni* Thüm., Auf  
auf den Blättern von *Lonicera Periclymenum*. Caprifoliaceen.
- b) *Ascochyta tenerrima* Sacc. et Roum., auf *Lonicera tatarica*.
- c) *Ascochyta sarmenticia* Sacc., auf *Lonicera Caprifolium* in  
Frankreich.
- d) *Ascochyta Weigeliae* Sacc., auf den Blättern von *Weigelia*.
- e) *Ascochyta Viburni* Sacc., auf den Blättern von *Viburnum*  
*Opulus*.
- f) *Ascochyta Lantanae* Sacc., auf *Viburnum Lantana*.
- g) *Ascochyta Tini* Sacc., auf *Viburnum Tinus*.
- h) *Ascochyta Sambuci* Sacc., auf den Blättern von *Sambucus*.
- i) *Ascochyta Symphoricarpi* Pass., auf Zweigen von *Symphori-*  
*carpus*.
53. Auf Dipsaceen. *Ascochyta Scabiosae* Rabenh., auf den Auf Dipsaceen.  
Blättern von *Scabiosa*.
54. Auf Cucurbitaceen. a) *Ascochyta Elaterii* Sacc., auf Auf  
Blättern von *Momordica Elaterium* in Italien. Cucurbitaceen.
- b) *Ascochyta Cucumeris* Fautr. et Roum., auf den Blättern der  
Gurke in Frankreich.
55. Auf Compositen. a) *Ascochyta Lactuae* Rostr., auf *Lactuca* Auf Compositen.  
sativa in Dänemark.
- b) *Ascochyta Senecionis* Fockel., auf *Senecio saracenicus*.

### XV. Robillarda Sacc.

Diese Gattung stimmt mit *Ascochyta* überein, unterscheidet sich Robillarda.  
aber durch die langen, borstenförmigen Anhängsel an der Spitze der  
Sporen.

1. *Robillarda sessilis* Sacc., auf kleinen, rotgefärbten Blattflecken Auf *Rubus*.  
von *Rubus caesius* in Italien.
2. *Robillarda Vitis* Prill. et Delacr., auf runden, rotgefärbten Auf *Weinstod*.  
Flecken der Weinblätter in Frankreich.

### XVI. Septoria Fr.

Die Pyreniden gleichen denen von *Ascochyta*, aber die Sporen Septoria.  
sind stäbchen- oder fadenförmig, und meist, wenigstens im Reife-  
zustande, mit mehreren Querscheidewänden versehen, farblos  
(Fig. 75). Auch diese Pilze bewohnen vorwiegend Blätter und er-  
zeugen meistens Blattfleckenkrankheiten oder erstrecken sich auch  
über größere Teile von Blättern und Stengeln, seltener auf Früchte.  
Von einigen dieser Pilze sind die zugehörigen Ascosporenfrüchte ziemlich  
sicher bekannt; dieselben gehören den Gattungen *Sphaerella*, *Lepto-*  
*sphaeria*, *Phyllachora*, *Lophodermium* an; von den meisten ist ein  
solcher Zusammenhang noch nicht erwiesen.

Auf  
Equisetaceen.

1. Auf Equisetaceen. a) *Septoria Equiseti Desm.* (Libertella Equiseti Desm.), schmarotzt in den lebenden grünen Stengeln und alten Zweigen von *Equisetum limosum*, palustre und arvense. Die Pusteln stehen reihenweise in den Furchen der genannten Teile und stoßen weiche Ranken aus, in denen die Sporen massenhaft enthalten sind. Sie entstehen in der Epidermis, haben daher flache oder wenig konvexe Grundfläche, während die Cuticula nach außen gehoben wird. Die ganze Innenwand, besonders die Grundfläche, trägt auf einfachen, cylindrischen Tragzellen die Sporen. Das Mycel ist im ganzen Parenchym verbreitet. Die in der Umgebung der Pusteln befindlichen Zellen häute schwärzen sich, desgleichen auch die Membranen der Gefäßbündelscheide unter der Stelle, wo eine Pustule aufsteigt. Die Stengel und Zweige verlieren bei dieser Krankheit ihre grüne Farbe und werden vorzeitig dürr.

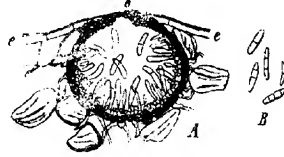


Fig. 75.

*Septoria Atriplicis Fockel.* A. Querschnitt durch eine Pustule in einem Blattteil von *Atriplex latifolia*. Auf der Innenwand derselben die Sporen in verschiedenen Entwicklungszuständen; o die Stelle, wo die reife Pustule sich öffnet. e Epidermis. B reife Sporen. 300fach vergrößert.

b) *Equisetaria Karst.*, auf *Equisetum fluviatile* in Finnland.

c) *Septoria octospora Sacc.*, auf den Stengeln von *Equisetum limosum* in Frankreich.

Auf Farnen.

2. Auf Farnen. a) *Septoria aquilina Pass.*, auf *Pteris aquilina* in Italien.

b) *Septoria Scolopendrii Sacc.*, auf *Scolopendrium officinarum* in Italien.

Auf Coniferen.

3. Auf Coniferen. *Septoria Pini Fockel*, auf lebenden Nadeln der Fichte, wo die schwarzen, punktförmigen Pusteln in länglichen Gruppen stehen; es sind nach Fockel die Vorläufer vom *Lophodermium* der Fichte (s. unten). Auf der Fichte wird von R. Hartig auch eine *Septoria parasitica R. Hartig*, angegeben, die sowohl in 2- bis 3-jährigen Saatkämpfen als auch an älteren Fichten auftreten soll<sup>1)</sup>. Dieser Pilz könnte möglicherweise auch mit dem genannten identisch sein. Er macht die Nadeln braun, worauf dieselben abfallen. Die Pusteln entwickeln sich jedoch an den abgestorbenen Zweigen. Die Sporen sind einzellig, spindelförmig, 0,013—0,015 mm lang.

Auf Gramineen.

4. Auf Gramineen. Auf Angehörigen dieser Familie sind von verschiedenen Beobachtern bereits zahlreiche Formen von *Septoria* beschrieben worden, wobei es zweifelhaft bleibt, ob dieselben alle selbständige Arten darstellen oder zum Teil durch die Verschiedenheit der Nährpflanze oder sonstige äußere Bedingungen modifizierte Formen sind. Auch ist für die meisten derselben der Nachweis, welchem Ascomycet sie angehören, noch zu erbringen. Wir zählen sie nachstehend auf.

<sup>1)</sup> Zeitschr. f. Forst- und Jagdwesen 1890, Heft 11, pag. 667.

a) *Septoria Tritici Desm.*, auf Weizen, auch auf *Brachypodium*, *Festuca* und *Glyceria*. Die unteren älteren Blätter und Blattstcheiden des Weizens, und zwar der jüngeren und älteren Pflanzen bekommen bleich und trocken werdende, bisweilen braun oder dunkelrot umrandete Flecke oder werden ganz in dieser Weise verfärbt. Auf den toten Teilen erscheinen dann die sehr kleinen, schwarzen Pykniden in großer Zahl, zerstreut stehend. Die Sporen sind cylindrisch-spindelförmig, etwas gekrümmt, 0,060–0,065 mm lang, 0,0035–0,005 mm dick, mit 3 bis 5 Querswänden versehen.

b) *Septoria graminum Desm.* (*Septoria cerealis Pass.*), auf Weizen und Hirse, sowie *Bromus* und *Brachypodium* an den Blättern dieselbe Erkrankung wie der vorige Pilz verursachend; die Pykniden stehen zerstreut oder in Längsreihen; die Sporen sind sehr dünn, fadenförmig, gekrümmt oder hin- und hergebogen, 0,055–0,075 mm lang, 0,001 bis 0,0013 mm dick, ohne Scheidewände. In Italien, Frankreich, Österreich, England, Amerika 1889 von Eriksson<sup>1)</sup> auch bei Stockholm beobachtet. Diesen Pilz habe ich in den letzten Jahren auch in Deutschland sehr verbreitet gefunden, und zwar in konstanter Begleitung der schädlichen *Leptosphaeria Tritici* (s. oben S. 302), deren Pynidenzustand er hiernach zu sein scheint.

c) *Septoria Briosiana Mor.*, auf den Blättern der älteren Weizenpflanze kleine, vertrocknete Flecke erzeugend, auf denen die kleinen, punktförmigen Pyniden stehen, die sehr dünne, gebogene, 0,009–0,01 mm lange, 0,0005–0,0007 mm dicke Sporen ohne Scheidewände enthalten. Ebenfalls bisher nur in Oberitalien beobachtet, jüngst von mir aber auch in Deutschland (in der Neumark u.) am Weizen gefunden.

d) *Septoria nodorum Berk.*, auf den Knoten der Weizenhalme runde vertrocknete Flecke erzeugend; Sporen verlängert oblong, leicht gekrümmt. Nur in England beobachtet.

e) *Septoria glumarum Pass.*, auf den Spelzen des Weizens, mit zerstreut stehenden, punktförmigen Pyniden; Sporen stäbchenförmig, gerade oder gekrümmt, 0,020–0,025 mm lang, 0,003 mm dick, mit Querswänden. Zuerst in Italien gefunden; neuerdings aber auch im Thurgau von Bollshausen<sup>2)</sup> beobachtet. Letzterer fand die Sporen noch im folgenden Januar im geheizten Zimmer keimfähig und hält daher diese Sporen für fähig, die Krankheit auf das folgende Jahr zu übertragen. Ich habe den Pilz im Jahre 1894 auch in verschiedenen Gegenden Norddeutschlands, und zwar auf den Blättern des Weizens, zusammen mit *Septoria graminum* und *Leptosphaeria Tritici* gefunden.

f) *Septoria secalis Prill. et Delacr.*, auf den Blättern und Blattstcheiden von *Secale cereale*, von Prillieux und Delacroix<sup>3)</sup> in Frankreich gefunden. Sporen 0,040–0,043 mm lang, kaum gekrümmt.

g) *Septoria Avenae Frank.*, auf bleichen Flecken der Blätter und Blattstcheiden des Hafers, von mir 1894 in Pommern beobachtet, wobei der Hafer abstarb. Die Pyniden sind 0,13 mm im Durchmesser, die Sporen

<sup>1)</sup> Mittheil. a. d. Experimentalfelde d. Kgl. Landb. Akad. Nr. 11 Stockholm 1890, refer. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 28.

<sup>2)</sup> Ref. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I. 1891, pag. 179.

<sup>3)</sup> Bull. soc. mycol. de France, V. 1889, pag. 124.



0,028–0,043 mm lang, 0,0036 mm dick, stabförmig, gerade oder etwas gekrümmt, mit 2 bis 4 Scheidewänden.

h) *Septoria arundinacea* Sacc., mit stabförmigen, kaum gekrümmten, hell olivenfarbenen, 6–7 fach septierten, 0,06–0,07 mm langen Sporen, und *Septoria Phragmitis* Sacc., mit cylindrischen, gekrümmten, farblosen, 0,02–0,03 mm langen Sporen, beide auf länglichen, trockenen, gelblichen oder bräunlichen, braun berandeten Blattscheiden von *Phragmites communis*.

i) *Septoria littoralis* Speg., auf der innern Seite der Blattscheiden von *Phragmites communis* in Italien; Sporen 0,05–0,065 mm lang, vierzellig.

k) *Septoria Arundinis* Sacc., auf Halmen von *Phragmites*, in Frankreich; Sporen 0,02 mm lang.

l) *Septoria Donacis* Pass., auf kranken Blattscheiden von *Arundo Donax* in Oberitalien; Sporen 0,025–0,030 mm lang, spindelförmig.

m) *Septoria oxyspora* Pass. et Sacc., auf Blättern von *Arundo Donax* in Italien; Sporen 0,020–0,023 mm lang.

n) *Septoria Holci* Pass., auf grauen, runden Blattscheiden von *Holcus lanatus*; Sporen wurmförmig, mit 3 Querwänden, farblos, 0,020 bis 0,025 mm lang, 0,003 mm dick; in Oberitalien.

o) *Septoria Koeleriae* Cocc. et Mor., auf Blättern von *Koeleria phleoides* in Italien. Sporen 0,046–0,054 mm lang, 0,0015 mm dick, einzellig.

p) *Septoria Melicae* Pass., auf roten Flecken der Blätter von *Melica uniflora* in Italien. Sporen 0,028 mm lang, 0,003 mm dick, vierzellig.

q) *Septoria Calamagrostidis* Sacc., auf *Calamagrostis silvatica*.

r) *Septoria Phalaridis* Cocc. et Mort., auf *Phalaris brachystachys* in Italien.

s) *Septoria Cynodontis* Fuckel., auf *Cynodon Dactylon*; Sporen 0,050–0,065 mm lang, 0,0017–0,002 mm dick.

t) *Septoria macropoda* Pass., auf *Sclerochloa dura* in Italien. Sporen sehr dünn, fadenförmig, einzellig.

u) *Septoria Bromi* Sacc., auf bleichen, länglichen Flecken der Blätter und Spelzen von *Bromus*-Arten, *Brachypodium* und *Alopecurus*; Sporen feurig-fadenförmig, leicht gekrümmt, farblos, 0,03–0,06 mm lang, 0,002 mm dick. In Italien.

v) *Septoria affinis* Sacc., auf mischfarbigen, trockenen Flecken der Spelzen von *Bromus mollis*; Sporen stabförmig, mit 4–5 Querwänden, sehr hell grünlich, 0,025–0,030 mm lang, 0,002–0,0025 mm dick. In Italien.

w) *Septoria Oudemansii* Sacc., auf Halmen von *Poa nemoralis* in Holland. Sporen 0,012 mm lang, zweizellig.

x) *Septoria Bellunensis* Speg., auf *Molinia coerules* in Italien; Sporen 0,02–0,03 mm lang, ein- oder mehrzellig.

y) *Septoria Brachypodii* Pass. und *Septoria silvatica* Pass., auf *Brachypodium silvaticum* in Italien, erster mit 0,045–0,055 mm, letztere mit 0,028–0,030 mm langen Sporen.

z) *Septoria gracilis* Pass., auf Blättern von *Triticum repens* in Italien. Sporen 0,010–0,012 mm lang, 0,0007 mm dick, einzellig.

- z a) *Septoria Passerinii* Sacc., auf Blättern von *Hordeum murinum* und Ähren von *Lolium perenne* in Italien; Sporen 0,03–0,045 mm lang und 0,002 mm dick, einzellig.
- z b) *Septoria Lolii* Sacc., auf den Ähren von *Lolium perenne* in Frankreich.
- z c) *Septoria Grylli* Sacc., auf *Andropogon Gryllus* in Italien, Sporen 0,075–0,085 mm lang, fadenförmig.
- z d) *Septoria Oryzae* Calt., auf Blättern und Blattscheiden von *Oryza sativa* in Oberitalien; Sporen 0,021 mm lang, 4 zellig.
5. Auf Cyperaceen. a) *Septoria caricicola* Sacc., auf Blättern auf Cyperaceen von *Carex riparia* in Italien.
- b) *Septoria caricinella* Sacc. et Roum., auf Blättern von *Carex depauperata* in den Ardennen.
- c) *Septoria Scirpi* Sacc., auf den Halmen von *Scirpus lacustris* in Italien.
- d) *Septoria Debauxii* Roum., auf *Scirpus littoralis* in Frankreich.
- e) *Septoria Holoschoeni* Pass., *narvisiana* Sacc. und *Scirpoidis* Pass., auf *Scirpus Holoschoenus*.
- f) *Septoria dolichospora* Trail., auf *Scirpus lacustris* in Schottland.
- g) *Septoria Eriophori* Oud., auf *Eriophorum angustifolium* auf Nowaja Semlja.
6. Auf Juncaceen. a) *Septoria minuta* Schröt., auf *Luzula* auf Juncaceen spicata in Grönland.
- b) *Septoria Luzulae* Schröt., auf *Luzula Forsteri* in Serbien.
7. Auf Typhaceen. *Septoria menispora* B. et Br., und *Sep.-Auf Typhaceen* *toria filispora* Sacc., auf *Typha*.
8. Auf Palmen. *Septoria Palmarum* Sacc., auf *Latania borbo-* auf Palmen *nica* im botanischen Garten zu Rom.
9. Auf Aroiden. a) *Septoria Callae* Sacc., auf *Calla palustris*. auf *Krotbeeren* b) *Septoria Aracearum* Sacc., auf kultiviertem *Philodendron per-* *tusum* in Rom.
- c) *Septoria Ari* Desm., auf *Arum maculatum* und *italicum* in Italien und Frankreich.
10. Auf Alismaceen. a) *Septoria Alismatis* Oudem., auf auf Alismaceen *franken* Blattscheiden von *Alisma Plantago*.
- b) *Septoria hydrophila* Sacc. et Speg., und *Septoria alisma-* *tella* Sacc., auf Stengeln von *Alisma Plantago* in Italien.
11. Auf Liliaceen. a) *Septoria Alliorum* West., auf Blättern auf Liliace *und* Stengeln von *Allium Porrum* trockene Flecke mit weißlicher Mitte erzeugend, auf denen die kleinen, rotbraunen Spindeln stehen; Sporen cylindrisch, gebogen.
- b) *Septoria allijcola* Bäumler, auf *Allium flavum* in Ungarn.
- c) *Septoria Convallariae* West. und *Septoria brunneola* Niesl., auf *Convallaria majalis* und *Polygonatum*.
- d) *Septoria Asphodeli* Mont., auf Stengeln von *Asphodelus fistulosus*.
- e) *Septoria asphodelina* Sacc., auf Blättern von *Asphodelus albus* in Belgien.

- f) *Septoria Ornithogali* Pass., und *Septoria ornithogalea* Oud., auf Blättern von *Ornithogalum umbellatum*.
- g) *Septoria Scillae* West., auf *Scilla*-Arten und *Muscari comosum*.
- h) *Septoria Urgineae* Pass. et Betr., auf *Urginea Scilla* in Sicilien.
- i) *Septoria Bellynckii* West., auf Blättern von *Aloe variegata* in Belgien.
- k) *Septoria Erythronii* Sacc. et Speg., auf *Erythronium Deus canis* in Italien.
- l) *Septoria Colchici* Pass., auf Blättern von *Colchicum alpinum* in Italien.
- m) *Septoria Majanthemi* West., auf *Majanthemum bifolium* in Belgien.
- n) *Septoria Paridis* Pass., auf *Paris quadrifolia* in Italien.
12. Auf Dioscoreaceen. a) *Septoria Tami* West., auf Blättern von *Tamus communis* in Belgien.
- b) *Septoria sarmenticia* Sacc., auf Stengeln von *Tamus communis* in Frankreich.
- Auf Frideen. 13. Auf Frideen. a) *Septoria Iridis* C. Mass., auf *Iris germanica* in Italien.
- b) *Septoria Gladioli* Pass., auf *Gladiolus segetum* in Italien.
- Auf Amaryllidaceen. 14. Auf Amaryllidaceen. *Septoria Narcissi* Pass., auf *Narcissus* in Italien.
- Auf Orchideen. 15. Auf Orchideen. a) *Septoria Orchidearum* West., auf *Orchis latifolia*, *O. Morio*, *Listera ovata* und *Platanthera bifolia*.
- b) *Septoria Epipactidis* Sacc., auf *Epipactis*-Arten in Italien.
- Auf Betulaceen. 16. Auf Betulaceen. a) *Septoria Betulae* West., und *Septoria betulina* Pass., auf Blättern von *Betula alba* in Italien.
- b) *Septoria betulicola* Peck., auf *Betula lutea* in Amerika.
- c) *Septoria microsperma* Peck., auf *Betula lenta* in Amerika.
- d) *Septoria Alni* Sacc. und *alnigena* Sacc., auf Blättern von *Alnus glutinosa*, erstere braune Flecke, letztere keine Flecke bildend. In Italien.
- e) *Septoria alnicola* Cooke, auf frischen Blattpflecken von *Alnus glutinosa* in England.
- Auf Cupuliferen. 17. Auf Cupuliferen. a) *Septoria Avellanae* Berk. et Br., auf Blättern von *Corylus Avellana*.
- b) *Septoria corylina* Peck., auf Blättern von *Corylus rostrata* in Amerika.
- c) *Septoria Fagi* Aud., auf *Fagus sylvatica*.
- d) *Septoria quercina* Desm., auf Blättern von *Quercus pedunculata*, Sporen 0,04 mm lang, fadenförmig.
- e) *Septoria quercicola* Sacc., auf *Quercus pedunculata* in Frankreich und Italien. Sporen 0,025—0,030 mm lang, mit 3 Scheidewänden.
- f) *Septoria Quercus* Thüm., auf *Quercus pedunculata* in Portugal; Sporen 0,015—0,16 mm lang, zweizellig.
- g) *Septoria Querceti* Thüm., auf Blättern von *Quercus tinctoria* in Amerika.
- h) *Septoria dryina* Cooke, auf *Quercus falcata* in Amerika.
- i) *Septoria serpentaria* Ell. et Mart., auf *Quercus laurifolia* in Amerika.

k) *Septoria castaneaecola* Desm., auf braunen Flecken der Blätter von *Castanea vesca*; Sporen 0,03—0,04 mm lang, 0,0045 mm breit, mit 3 Scheidewänden.

l) *Septoria Gilletiana* Sacc., daselbst, ohne Blattflecke zu erzeugen; Sporen ebensolang, aber halb so breit.

m) *Septoria Castaneae* Lév., daselbst; Sporen einzellig.

18. Auf Salicaceen. a) *Septoria salicicola* Sacc., auf weiß. Auf Salicaceen. lichen, rot umrandeten Blattflecken von *Salix viminalis*, cinerea etc.

b) *Septoria Capreae* West., auf den Blättern von *Salix Caprea* und *atrocinerea*.

c) *Septoria didyma* Fuckel und *Salicis* West., auf *Salix amygdalina*.

d) *Septoria salicina* Peck. und *albaniensis* Thüm., auf Blättern von *Salix lucida* in Amerika.

e) *Septoria Populi* Desm., auf den Blättern von *Populus nigra* und *suaveolens*.

f) *Septoria candida* Sacc., auf *Populus alba*.

g) *Septoria Tremulae* Pass., auf *Populus tremula*.

h) *Septoria osteospora* Briard., auf *Populus nigra* in Frankreich.

i) *Septoria populicola* Peck., auf *Populus balsamifera* in Nordamerika.

k) *Septoria musiva* Peck., auf *Populus monilifera* in Amerika.

19. Auf Urticaceen. a) *Septoria Urticae* Desm., auf den Blättern von *Urtica dioica*.

b) *Septoria Humuli* West., auf kleinen, bräunlichen, trocknen, schwärzlich berandeten Blattflecken des Hopfens; Sporen fadenförmig, schwach gekrümmt, 0,025—0,035 mm lang.

c) *Septoria lupulina* E. et A., auf Hopfenblättern in Nordamerika; Sporen gekrümmt, 0,035—0,045 mm lang.

d) *Septoria Cannabis* Sacc., auf braunen, trocknen Blattflecken des Hanf, Fykniden dicht beisammenliegend, meist auf der Blattoberseite; Sporen stab- oder fadenförmig, gerade oder gekrümmt, mit 3 undeutlichen Querswänden, 0,045—0,055 mm lang.

e) *Septoria cannabina* Peck., auf Blättern des Hanf in Amerika, Sporen gekrümmt, 0,020—0,030 mm lang.

f) *Septoria tenuissima* Wint., auf *Böhmeria cylindrica* in Amerika.

g) *Septoria Pipulae* Cooke, auf den Blättern von *Ficus religiosa*.

h) *Septoria brachyspora* Sacc., auf den Blättern von *Ficus elastica* in den Rathhäusern.

20. Auf Garryaceen. *Septoria Garryae* Roum., auf Blättern von *Garrya elliptica* in Frankreich.

Auf  
Garryaceen.

21. Auf Platanaceen. *Septoria platanifolia* Cooke, auf Blättern von *Platanus occidentalis* in Amerika.

Auf  
Platanaceen.

22. Auf Polygonaceen. a) *Septoria Rumicis* Trail., auf *Rumex Acetosa* in Norwegen.

Auf  
Polygonaceen.

b) *Septoria polygonicola* Sacc., auf *Polygonum orientale*.

c) *Septoria Polygonorum* Desc., auf *Polygonum bistorta*, *amphibium*, *Persicaria*, *nodosa* und *Sieboldii*.

d) *Septoria Rhapontici* Thüm., auf *Rheum Rhaponticum* in Sibirien.

**Auf Chenopodiaceen.** 23. **Auf Chenopodiaceen.** a) *Septoria Betae* West., auf trockenen, hellbraunen, in der Mitte weißlichen, braunumrandeten Blattflecken der Runkelrüben; Pyliden an der oberen Blattseite; Sporen cylindrisch, gerade oder gekrümmt. In Belgien beobachtet.

b) *Septoria Spinaciae* West., auf zerstreuten, rundlichen gelben Flecken der Blätter des Spinat; Sporen cylindrisch gekrümmt.

c) *Septoria Atriplicis* Fuehl., auf größeren, bleich und trocken werdenden Flecken der Blätter der Atriplex-Arten.

d) *Septoria Chenopodii* West., auf Blattflecken der Chenopodium-Arten. Identisch damit ist wohl *Septoria Westendorpii* Wint., auf Chenopodium-Arten in Belgien und Amerika.

**Auf Caryophyllaceen.** 24. **Auf Caryophyllaceen.** a) *Septoria Spergulae* West., auf anfangs bleichen, dann schwarzen trocknen Flecken der Blätter von *Spergula arvensis*; Pyliden dicht stehend, Sporen cylindrisch, gerade oder gekrümmt, 0,030 mm lang. Auf abgestorbenen Blättern kommt der Perithecienschiz Spuerella isariphora Ces. et de Not., vor; ob er hierzu gehört, ist unbekannt.

b) *Septoria Stellariae* Rob. et Desm., auf *Stellaria media*, oft alle Blätter und die Stengel eines Triebes unter Gelbwerden und Absterben der Pflanze befallend; Sporen fadenförmig.

c) *Septoria Stellariae nemorosae* Roum., auf *Stellaria nemorum*.

d) *Septoria Cerastii* Rob. et Desm., auf *Cerastium*-Arten.

e) *Septoria nivalis* Rostr., auf *Sagina nivalis* in Grönland.

f) *Septoria Scleranthi* Desm., auf *Scleranthus*.

g) *Septoria Saponariae* Desm., auf *Saponaria officinalis* und *Silene inflata*.

h) *Septoria Dianthi* Desm., auf den Blättern von *Dianthus barbatus*, *Armeria* etc.

i) *Septoria dianthicola* Sacc., auf *Dianthus barbatus* und *Caryophyllus*.

k) *Septoria calycina* Kickx., auf den Kelchen von *Dianthus Carthusianorum*.

l) *Septoria Sinarum* Speg., auf den Blättern von *Dianthus sinensis*.

m) *Septoria Silenes* West., auf *Silene Armeria* in Belgien.

n) *Septoria dimera* Sacc., auf *Silene nutans* in Frankreich.

o) *Septoria Lychnidis* Desm., auf *Lychnis dioica*.

p) *Septoria Melandrii* Pass., auf *Lychnis vespertina* und *diurna*.

q) *Septoria Lychnidis* Desm., auf *Lychnis diurna* in Schottland.

r) *Septoria Viscariae* Rostr., auf *Viscaria alpina* in Grönland.

**Auf Ranunculaceen.** 25. **Auf Ranunculaceen.** a) *Septoria Anemones* Fuehl., und *Septoria silvicola* Desm., auf den Blättern von *Anemone nemorosa*.

b) *Septoria Hepaticae* Desm., auf *Hepatica triloba*.

c) *Septoria Clematidis* Rob., auf den Blättern von *Clematis Vitalba* und *glauca*.

d) *Septoria Viticellae* Pass., auf *Clematis Viticella*.

e) *Septoria Clematidis rectae* Sacc., auf *Clematis recta*.

f) *Septoria Flammulae* Pass., und *Septoria Clematidis Flammulae* Roum., auf *Clematis Flammula*.

- g) *Septoria Ficariae* *Desm.*, auf *ficariaecola* *Sacc.*, auf *Ficaria ranunculoides*.
- h) *Septoria Ranunculacearum* *Lév.*, auf *Ranunculus acris* und *Cymbalaria*.
- i) *Septoria Ranunculi* *West.*, auf *Ranunculus sceleratus* in Belgien.
- k) *Septoria oreophila* *Sacc.*, auf *Ranunculus aconitifolius* in Italien.
- l) *Septoria Cajadensis* *Spég.*, auf *Eranthis hiemalis* in Italien.
- m) *Septoria Hellebori* *Thüm.*, auf *Helleborus niger* und *foetidus*.
- n) *Septoria Trollii* *Sacc.*, auf *Trollius europaeus* in der Schweiz.
- o) *Septoria Penzigi* *Cocc. et Mor.*, auf *Aquilegia vulgaris* in Italien.
- p) *Septoria Aquilegiae* *Penn. et Sacc.*, auf *Aquilegia atrata*.
- q) *Septoria Delphinella* *Sacc.*, auf *Delphinium Ajacis* in Frankreich.
- r) *Septoria Lycoctoni* *Spég.*, auf *Aconitum Lycoctonon* in Italien.
- s) *Septoria Napelli* *Spég.*, auf *Aconitum Napellus* in Italien.
- t) *Septoria Paeoniae* *West.*, und *Septoria macropora* *Sacc.*, auf *Paeonia officinalis* und *sinensis*.
- u) *Septoria Martianoffiana* *Thüm.*, auf *Paeonia anomala*.
26. Auf Magnoliaceen. *Septoria Magnoliae* *Cooke*, und *Septoria niphostoma* *B. et C.*, auf *Magnolia* in Amerika. Auf Magnoliaceen.
27. Auf Berberidaceen: a) *Septoria Berberidis* *Niessl.*, auf *Berberis vulgaris* in Italien. Auf Berberidaceen.
- b) *Septoria Mahoniae* *Pass.*, auf *Mahonia Aquifolium* in Italien.
28. Auf Cruciferen. a) *Septoria Cheiranthi* *Rob.*, auf Blättern von *Cheiranthus Cheiri*. Auf Cruciferen.
- b) *Septoria Henriquesii* *Thüm.*, auf Blättern von *Matthiola incana*.
- c) *Septoria Armoraciae* *Sacc.*, auf hellen oder bräunlichen trocknen Blattstücken des Meerrettigs; Sporen stabchenförmig, gekrümmt, mit 1—3 Querswänden, 0,015—0,020 mm lang.
- d) *Septoria Lepidii* *Desm.*, auf den Blättern von *Lepidium sativum*; Sporen cylindrisch, gekrümmt, 0,05—0,06 mm lang.
- e) *Septoria Berteroeae* *Thüm.*, auf *Berteroa incana*.
- f) *Septoria arabidicola* *Rostr.*, auf *Arabis alpina* in Grönland.
- g) *Septoria Arabidis* *Sacc.*, auf *Arabis ciliata* in Italien.
- h) *Septoria Cardamines* *Fuckel.*, auf *Cardamine pratensis*.
- i) *Septoria Erysimi* *Niessl.*, auf *Erysimum cheiranthoides*.
29. Auf Capparidaceen. *Septoria Capparidis* *Sacc.*, auf *Capparis rupestris* in Italien. Auf Capparidaceen.
30. Auf Papaveraceen. *Septoria Chelidonii* *Desm.*, auf *Chelidonium majus*. Auf Papaveraceen.
31. Auf Violaceen. a) *Septoria Violae* *West.*, auf den Blättern von *Viola canina*, *silvestris* und *pinnata*. Auf Violaceen.
- b) *Septoria violicola* *Sacc.*, auf *Viola biflora*.
32. Auf Tiliaceen. *Septoria Tiliae* *West.*, auf Blättern von *Tilia europaea*. Auf Tiliaceen.
33. Auf Malvaceen. a) *Septoria Fairmanni* *Ed. et Ev.*, und auf *Malva* *Septoria parasitica* *Fauv.*, auf *Althaea rosea*, erstere in Amerika, letztere in Frankreich.

- b) *Septoria Hibisci Sacc.*, auf *Hibiscus syriacus* in Italien und *Septoria simillima Thüm.*, auf *Hibiscus rosa sinensis* in Östg.
- c) *Septoria Althaeae Thüm.*, auf *Althaea rosea* in Böhmen.
- d) *Septoria gossypina Cooke*, auf *Gossypium* in Amerika.
34. Auf Hypericaceen. *Septoria Hyperici Desm.*, auf *Hypericum perforatum* und *hirsutum*.
35. Auf Aurantiaceen. a) *Septoria Arethusa Penn.*, auf den Blättern der Citrus-Arten in Kalthäusern in Italien; Sporen mit 1–3 Scheidewänden.
- b) *Septoria Citri Pass.*, auf den Blättern der Citrus-Arten in Italien. Sporen ohne oder mit einer Scheidewand, 0,014–0,018 mm lang.
- c) *Septoria Limonum Pass.*, auf Blättern und überreifen Früchten der Zitronen. Sporen 0,008–0,015 mm lang, einzellig.
- d) *Septoria Tibia Penn.*, auf Blättern von *Citrus Limonum* var. *Limetta* in den Kalthäusern. Sporen 0,010–0,014 mm lang, meist einzellig.
- e) *Septoria Cattanei Thüm.*, auf Blättern von *Citrus medica*. Sporen 0,009–0,012 mm zweizellig.
- f) *Septoria aurantiicola Speg.*, auf Blättern von *Citrus Aurantium* in Brasilien.
36. Auf Ternstroemiaceen. *Septoria Theae Cav.*, auf Theeblättern im botanischen Garten zu Pavia.
37. Auf Anacardiaceen. a) *Septoria Pistaciae Desm.*, auf Blättern von *Pistacia vera* und *Lentiscus* in Frankreich und Italien.
- b) *Septoria Rhois Sacc.*, auf Blättern von *Rhus typhina*.
- c) *Septoria rhoina B. et C.*, auf Blättern von *Rhus Cotinus* in Amerika.
- d) *Septoria irregularis Peck.*, auf Blättern von *Rhus Toxicodendron* in Amerika.
38. Auf Juglandaceen. *Septoria nigro-maculans Thüm.*, mit cylindrischen, mit einer undeutlichen Querwand versehenen, 0,008 bis 0,012 mm langen Sporen, und *Septoria epicarpii Thüm.*, mit spindelförmigen, cylindrischen, mit 2–3 undeutlichen Querwänden versehenen, 0,022 mm langen Sporen, beide auf der grünen Fruchtschale von *Juglans regia*.
39. Auf Rutaceen. *Septoria Dictamni Fock.*, auf *Dictamnus albus*.
40. Auf Ulicineen. *Septoria orthospora Liv.*, auf *Ilex aquifolium*.
41. Auf Celastraceen. *Septoria Evonymi Kuhn.*, auf *Evonymus europaeus*.
42. Auf Euphorbiaceen. a) *Septoria Euphorbiae Gussf.*, auf *Euphorbia Esula* und *angulata*.
- b) *Septoria Kalchbrenneri Sacc.*, auf *Euphorbia silvatica*, *palustris* und *aspera*.
- c) *Septoria bractearum Mont.*, auf *Euphorbia serrata* in Frankreich.
- d) *Septoria media Sacc. et Brun.*, auf *Euphorbia palustris* in Frankreich.
- e) *Septoria Mercurialis West.*, auf *Mercurialis annua* in Belgien.

43. Auf Buraceen. *Septoria phacidioides* Desm., auf Buxus Auf Buraceen.  
in Belgien und Frankreich.
44. Auf Empetraceen. *Septoria Empetri* Rostr., auf Empetrum Auf Empetraceen.  
*nigrum* in Grönland.
45. Auf Anthorhyaceen. *Septoria Pteleae* Ell. et Ev., auf Anthorhyaceen.  
*Ptelea trifoliata* in Nordamerika.
46. Auf Coriariaceen. *Septoria Coriariae* Pass., auf Coriaria Auf Coriariaceen.  
*myrtifolia* in Stalien.
47. Auf Staphyleaceen. *Septoria cirrhusa* Wint., auf Staphylea Auf  
*trifoliata* in America, und *Septoria Staphyleae* Pass., daselbst in Staphyleaceen.  
Stalien.
48. Auf Aceraceen. a) *Septoria Pseudoplatani* Rob., auf den Anf Aceraceen.  
Blättern von *Acer Pseudoplatanus*.  
b) *Septoria seminalis* Sacc., auf den Cotyledonen von *Acer cam-*  
*pestre*.  
c) *Septoria acerella* Sacc., auf den Blättern von *Acer campestre*  
in Frankreich.  
d) *Septoria Salliae* W. K., auf *Acer saccharinum* in America.  
e) *Septoria incondita* Desm., auf *Acer platanoides*, *Pseudopla-*  
*tanus* und *campestris* in Frankreich und Stalien.
49. Auf Hippocastanaceen. *Septoria Aesculi* West., *Septoria* Auf Hippo-  
*Hippocastani* Berk. et Br., *Septoria aesculina* Thüm., und *Sep-* castanaceen.  
*toria aesculicola* Sacc., auf den Blättern von *Aesculus Hippocastanum*.
50. Auf Vitaceen. a) *Septoria Badhami* Berk. et Br., auf Vitaceen.  
unregelmäßigen, violettbraunen Blattflecken des Weinstocks; Bykniden auf  
beiden Blattseiten; Sporen verlängert keulenförmig, 0,05 mm lang.  
b) *Septoria ameplina* Berk. et Br., erzeugt zahlreiche kleine, rot-  
bräunliche, zuletzt sich vergrößernde, braun oder schwarz und trocken werdende  
Flecke auf den Blättern amerikanischer Reben. Die Krankheit ist als  
„Melanose“ bezeichnet worden, kommt in America vor, ist aber auch his-  
weilen nach Europa eingeschleppt worden<sup>1)</sup>. Die Sporen sind cylindrisch,  
gekrümmt, mit 2—4 Querswänden und mit einer Art Stielchen versehen,  
0,012—0,018 mm lang.  
c) *Septoria vincae* Pass., auf zahlreichen kleinen, rotbraunen Flecken,  
besonders am Blattrande des Weinstocks in Stalien. Die Bykniden stehen  
auf der Blattoberseite. Die Sporen sind fadenförmig, ohne Querswände  
0,012—0,018 mm lang.
51. Auf Geraniaceen. a) *Septoria Geranii* Rob. et Desm., Auf Geraniaceen.  
auf *Geranium Robertianum*, molle und pusillum.  
b) *Septoria expansa* Niessl., auf *Geranium dissectum*.
52. Auf Balsaminaceen. a) *Septoria Balsaminae* Pass., auf Balsaminaceen.  
Blättern von *Balsamina hortensis*.  
b) *Septoria Nolitangere* Thüm., auf *Impatiens Nolitangere* in  
Rußland.
53. Auf Rhamnaceen. a) *Septoria rhamnigena* Sacc., Auf  
*toria cathartica* Pass., und *Septoria Rhamni catharticae* Ces., Rhamnaceen.  
auf Blättern von *Rhamnus cathartica*.

<sup>1)</sup> Vergl. Viala et Ravaz, Sur la melanose. Compt. rend. CIII.  
2. sem., pag. 706, und Revue Mycol. X, 1888, pag. 193.



- b) *Septoria rhamnella Oud.*, und *Septoria Fragulae Guss.* auf *Rhamnus Frangula*.  
 c) *Septoria Rhamni Durr.*, *nitidula Durr.*, *Saccardiana Roum.* und *Alaterni Pass.* auf *Rhamnus Alaternus*.  
 d) *Septoria Zizyphi Sacc.* auf *Zizyphus vulgaris* in Italien.  
 e) *Septoria ascochyella Sacc.*, *Paliurus aculeatus* in Italien.  
 54. Auf *Saxifragaceen*. a) *Septoria Posoniensis Bäumler*, auf *Chrysosplenium alternifolium* bei Preßburg.  
 b) *Septoria Saxifragae Pass.* auf *Saxifraga rotundifolia*.  
 c) *Septoria Hydrangeae Bizz.* auf Blattscheiden von *Hydrangea*.  
 55. Auf *Grassulaceen*. *Septoria Telephii Karst.* und *Septoria Sedi West.* auf *Sedum Telephium*.  
 56. Auf *Ribesiaceen*. a) *Septoria Grossulariae West.* auf braunen, dann weißlichen, in der Mitte trocken werdenden, braungefärbten Blattscheiden der Stachelbeeren; Psyniden an der Blattoberseite, Sporen cylindrisch, gekrümmte, 0,012–0,016 mm lang.  
 b) *Septoria Ribis Desm.* auf Blättern von *Ribes nigrum*. Eine *Septoria*-Form auf Blattscheiden der Johannisbeeren wird mit dem Peritheciumpilz *Sphaerella Ribis Fockel* auf abgestorbenen Blättern in Beziehung gebracht. In Amerika hat man Bespritzung mit Bordeauxer Brühe erfolgreich dagegen angewandt.  
 c) *Septoria sibirica Thüm.* auf Blättern von *Ribes acicularis* in Sibirien.  
 57. Auf *Philadelphaceen*. *Septoria phyllostictoides Sacc.* auf Blättern von *Deutzia scabra* in Frankreich.  
 58. Auf *Onagraceen*. a) *Septoria Fuchsiae Roum.* auf Blättern von *Fuchsia coccinea*.  
 b) *Septoria Epilobii West.* und *Septoria Chamaenerii Pass.* auf *Epilobium*-Arten.  
 c) *Septoria Oenotherae West.* auf *Oenothera biennis*.  
 59. Auf *Euphraceen*. *Septoria Brissaceana Sacc. et Let.* auf *Lythrum Salicaria* in Frankreich.  
 60. Auf *Thymelaeaceen*. *Septoria Daphnes Desm.* auf *Daphne Mezereum*.  
 61. Auf *Elaeagnaceen*. a) *Septoria argyreae Sacc.* auf *Elaeagnus argentea* in Italien.  
 b) *Septoria Elaeagni Desm.* auf *Elaeagnus angustifolia* in Frankreich.  
 c) *Septoria Hippophaes Desm. et Rob.* auf *Hippophae rhamnoides* in Frankreich.  
 62. Auf *Aristolochiaceen*. a) *Septoria Aristolochiae Sacc.* auf *Aristolochia Clematidis* in Frankreich und Italien.  
 b) *Septoria Asari Sacc.* auf *Asarum europaeum* in Italien.  
 63. Auf *Umbelliferen*. a) *Septoria Hydrocotyles Desm.* auf *Hydrocotyle vulgaris*.  
 b) *Septoria Eryngii West.* und *Septoria eryngicola Oud.* et. *Sacc.* auf *Eryngium*.  
 c) *Septoria Pastinacae West.* auf hellbraunen, trocknen Stellen der Blätter von *Pastinaca sativa*; Sporen stäbchenförmig, mit 16–20 Querschnitten, 0,06 mm lang.

- d) *Septoria pastinacina* Sacc., auf braunen Flecken von unbestimmter Gestalt auf den Stengeln von *Pastinaca sativa*; Sporen fadenförmig, gebogen, 0,02—0,03 mm lang. In Italien beobachtet.
- e) *Septoria Petroselini* Desm., auf bräunlichen, zuletzt bleich werdenden, trocknen Blatlflecken von *Petroselinum sativum*; Sporen fadenförmig, gebogen, mit 6—10 unebenen Querswänden, 0,035—0,040 mm lang.
- f) *Septoria Heraclei* Lib., auf den Blättern von *Heracleum Sphondylium*.
- g) *Septoria Bupleuri* Desm., auf *Bupleurum fruticosum* und *frutescens*.
- h) *Septoria Aegopodii* Sacc., *aegopodina* Sacc., und *Podagrariae* Lasch., auf *Aegopodium Podagraria*.
- i) *Septoria Sii* Rob. et. Desm., auf *Sium latifolium* und *angustifolium*.
- k) *Septoria Sisonia* Sacc., auf *Sison Amomum* in Frankreich.
- l) *Septoria Levistici* West., auf *Ligusticum Levisticum* in Belgien.
- m) *Septoria Oreoselini* Sacc., auf *Peucedanum Oreoselinum*.
- n) *Septoria Anthrisci* Pass. et. Brun., auf *Anthriscus vulgaris* in Frankreich.
- o) *Septoria Weissii* Allesch., auf *Chaerophyllum hirsutum*.
64. Auf Araliaceen. a) *Septoria Hederæ* Desm., auf den Blättern von *Hedera Helix*, Sporen 0,03—0,04 mm lang.
- b) *Septoria Desmazieri* Sacc., daselbst, mit 0,02 mm langen Sporen.
65. Auf Cornaceen. a) *Septoria Aucubæ* West., auf Blättern Auf Cornaceen, von *Aucuba japonica* in Belgien.
- b) *Septoria Corni maris* Sacc., auf *Cornus mas*.
- c) *Septoria cornicola* Desm., auf *Cornus sanguinea*.
66. Auf Rosaceen. a) *Septoria sparsa* Fockel, auf den Blättern Auf Rosaceen, von *Potentilla*-Arten.
- b) *Septoria purpurascens* Ell. et. Mart., auf *Potentilla norvegica* in Amerika.
- c) *Septoria Tormentillæ* Desm. et. Rob., auf *Tormentilla* und *Potentilla reptans*.
- d) *Septoria Fragariæ* Desm., auf Blatlflecken der Erdbeeren und von *Potentilla verna*. Der Pilz gehört vielleicht zu *Sphaerella Fragariæ*. (S. 312).
- e) *Septoria aciculosa* Ell. et. Ev., auf Blättern kultivierter Erdbeeren in Amerika.
- f) *Septoria Gei* Rob. et. Desm., auf *Geum urbanum*.
- g) *Septoria Comari* Lasch., auf *Comarum*.
- h) *Septoria Rosæ* Desm., auf Kranzen, rot umsäumten Blatlflecken von *Rosa canina*, *pumila*, *scandens*, *sempervirens*.
- i) *Septoria Rosarum* West., auf Blatlflecken von *Rosa canina*, *pumila* und den kultivierten Varietäten.
- k) *Septoria Rosæ arvensis* Sacc., auf den Blättern von *Rosa arvensis*, *sempervirens* und den kultivierten Varietäten.
- l) *Septoria semilunaris* Johns., auf *Dryas octopetala* in Schweden und Island.
- m) *Septoria Agrimonii Eupatoriæ* Bomm. et. Rouss., in Belgien.

- n) *Septoria Rubi West.*, auf bleichen, trocknen, röhmrandeten Flecken der Brombeeren und Himbeeren; Sporen fadenförmig, mit 2 oder mehreren undeutlichen Querswänden, 0,040–0,055 mm lang.
- Auf Spiraceen. 67. Auf Spiraceen. a) *Septoria Arunci Pass.*, auf *Spiraea Aruncus*.  
b) *Septoria Ulmariae Oud.* und *Septoria quevillensis Sacc.*, auf *Spiraea Ulmaria*.  
c) *Septoria ascochytoidea Sacc.*, auf *Spiraea decumbens*.  
d) *Septoria Salicifoliae Berl. et Vogl.*, auf *Spiraea salicifolia*.
- Auf Pomaceen. 68. Auf Pomaceen. a) *Septoria piricola Desm.*, auf braunberandeten, runden, weißlichen Flecken der Blätter des Birnbaumes. Sporen fadenförmig, dreizellig, 0,060 mm lang. Soll zu *Leptosphaeria Lueella Sacc.* gehören, deren Perithezien auf abgestorbenen Birnblättern vorkommen. Eine andere Perithezienform, die ebenfalls zu blattfleckenbewohnenden *Phyllobiden* der Birnblätter in Beziehung gebracht wird, ist die *Sphaerella sentina Fockel*, auf abgestorbenen Birnblättern. Die als *Septoria nigrissima Fockel*, bezeichnete Form ist zu ungenau beschrieben, sie dürfte mit dieser identisch sein.  
b) *Septoria Mespili Sacc.*, auf trocknen, hellbraunen, dunkler berandeten Flecken der Blätter von *Mespilus germanica*; Sporen stabförmig, gekrümmt, ohne Querswände, farblos, 0,030–0,035 mm lang.  
c) *Septoria Cydoniae Fockel*, mit fadenförmigen, querswandlosen, farblosen Sporen, und *Septoria cydonicola Thüm.*, mit cylindrischen, mit 2–3 Querswänden versehenen, farblosen, 0,010–0,014 mm langen Sporen, beide auf grauen, trocknen Blattflecken von *Cydonia vulgaris*.  
d) *Septoria Crataegi Kickx.*, auf Blattflecken von *Crataegus oxyacantha* in Frankreich, Belgien, Italien.  
e) *Septoria Sorbi hybridi Ces.*, auf *Sorbus hybrida* in Italien.  
f) *Septoria hyalospora Sacc.*, auf *Sorbus torminalis*.
- Auf Calycanthaceen. 69. Auf Calycanthaceen. *Septoria Calycanthi Sacc. et Speg.*, auf Blättern von *Calycanthus* in Italien und Portugal.
- Auf Amygdalaceen. 70. Auf Amygdalaceen. a) *Septoria effusa Desm.*, auf rötlichen Blattflecken von *Prunus Cerasus*; Sporen stabförmig gekrümmt, farblos, mit 3–4 Querswänden, 0,020–0,025 mm lang. In Frankreich und Südbösterreich; neuerdings auch in Schlesien von Sorauer<sup>1)</sup> beobachtet.  
b) *Septoria Cerasi Pass.*, auf runden, dunkelroten Blattflecken von *Prunus Cerasus*; Sporen fadenförmig, ohne Querswände, farblos, 0,015–0,030 mm lang. In Frankreich.  
c) *Septoria Padi Lestch* und *Septoria stipitata Sacc.*, auf *Prunus Padus*.  
d) *Septoria Pruni Mahaleb Therry*, auf *Prunus Mahaleb*.  
e) *Septoria Laurocerasi Desm.*, auf *Prunus Laurocerasus*.  
f) *Septoria Pruni Ellis.*, auf der wilden Pflaume (*Prunus americana*) in Amerika; Sporen 0,030–0,050 mm lang.  
g) *Septoria cerasina Peck*, auf *Prunus serotina*, aber auch auf kultivierten Kirichen, Pflaumen, Aprikosen und Pfirsich in Amerika; 30

<sup>1)</sup> Jahressb. d. Sonder-Ansich. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutschen Landw. Ges. 1893, pag. 429.

irente, kleine, scharf begrenzte, braune, im Centrum weißwerbende Flecke auf den Blättern bildend. Die Sporen sind 0,050—0,075 mm lang. Beim Absterben der Blätter soll nach Arthur<sup>1)</sup> eine Phoma-Fruktifikation auf denselben Blattstellen an der Unterseite entstehen. Der Pilz wird mit dem vorigen für identisch gehalten.

h) *Septoria Myrobolanae* Brun., auf *Prunus Myrobolana* in Frankreich.

71. Auf Leguminosen. a) *Septoria Cytisi* Desm., und *Septoria Laburni* Pass., auf den Blättern von *Cytisus Laburnum*.

Auf  
Leguminosen.

b) *Septoria scopariae* West., auf Hülzen von *Spartium scoparium* in Belgien.

c) *Septoria Spartii* Rob. et Desm., auf Blättern von *Spartium junceum* in Frankreich.

d) *Septoria Robiniae* Desm., auf Blättern von *Robinia Pseudacacia*.

e) *Septoria compta* Sacc., auf schwarz umgrenzten, eßigen, bräunlichen Blattstellen von *Trifolium incarnatum*; Sporen cylindrisch, gekrümmt, mit 3—5 Querswänden, 0,020—0,025 mm lang. In Portugal.

f) *Septoria Meliloti* Sacc., auf *Melilotus vulgaris*; Sporen cylindrisch, 0,021—0,022 mm lang.

g) *Septoria Medicaginis* Rob. et Desm., auf weißlichen, braunberandeten Flecken der Blätter der Luzerne; Hyphiden auf der Blattunterseite; Sporen cylindrisch, 0,020 mm lang.

h) *Septoria Astragali* Desm., auf Blättern von *Astragalus glycyphyllos*.

i) *Septoria sojae* Thum., auf Blättern von *Soja hispida* in Österr.

k) *Septoria Anthyllidis* Sacc., auf weißlichen, allmählich sich vergrößernden Blattstellen von *Anthyllis Vulneraria*; Sporen stäbchenförmig, schwach gekrümmt, 0,025—0,030 mm lang.

l) *Septoria Emeri* Sacc., auf Blättern von *Coronilla Emerus* in Italien.

m) *Septoria Viciae* West., auf trocknen, gelben, braunberandeten Blattstellen von *Vicia sativa*; Sporen cylindrisch, querswandlos, ziemlich gerade, 0,030—0,060 mm lang.

n) *Septoria Pisi* West., auf großen, unregelmäßigen, weißlichen oder hellbraunen Blattstellen der Erbsen. Sporen cylindrisch, gerade, 0,040 mm lang. In Belgien.

o) *Septoria leguminum* Desm., auf kleinen, trocknen, scharf umgrenzten Flecken der Hülzen der Erbsen und Gartenbohnen. Sporen stäbchenförmig, ziemlich gerade, ohne oder mit sehr undeutlichen Querswänden, 0,030—0,045 mm lang.

p) *Septoria orobina* Sacc., und *orobicola* Sacc., auf *Orobis vernus* in Italien, erstere mit 0,03, letztere mit 0,06—0,07 mm langen Sporen.

q) *Septoria fulvescens* Sacc., und *silvestris* Pass., auf *Lathyrus silvestris* in Italien, erstere mit 0,05—0,06, letztere mit 0,03—0,05 mm langen Sporen.

r) *Septoria stipularis* Pass., auf den Nebenblättern von *Lathyrus Aphaca* in Italien.

<sup>1)</sup> Report of the Botanist to the New-York Agricult. Exper. Station by J. C. Arthur. Albany 1887.

- a) *Septoria Fautreyana* Sacc., auf *Lathyrus sylvestris* in Frankreich.
- t) *Septoria Ceratoniae* Pass., und *Carrubi* Pass., auf Blättern von *Ceratonia siliqua*.
- u) *Septoria Cercidis* Fr., und *Septoria Siliquastrum* Pass., auf Blättern von *Cercis Siliquastrum*.
- Auf Ericaceen. 72. Auf Ericaceen. a) *Septoria stemmatea* Berk., auf braunherandeten trocknen Flecken von *Vaccinium vitis Idaea*.
- b) *Septoria difformis* Cook. et P., auf *Vaccinium pennsylvanicum*.
- c) *Septoria Unedonia* Rob. et Desm., und *Septoria Arbuti* Pass., auf *Arbutus Unedo* in Italien.
- Auf Pyrolaceen. 73. Auf Pyrolaceen. a) *Septoria pyrolata* Rost., auf Blättern von *Pirola grandiflora* in Grönland.
- b) *Septoria Pirolae* Ell. et M., auf *Pirola secunda* in Amerika.
- c) *Septoria Schelliana* Thüm., auf *Pirola secunda* in Rußland.
- Auf Primulaceen. 74. Auf Primulaceen. a) *Septoria Cyclaminis* Dur. et Mont., auf den Blättern von *Cyclamen europaeum* und *hederifolium*.
- b) *Septoria Trientalis* Sacc., auf *Trientalis*.
- c) *Septoria Anagallidis* Ruck., auf *Anagallis* in Frankreich.
- d) *Septoria Primulae* Buckmalt., auf *Primula* in England.
- e) *Septoria Soldanellae* Speg., auf *Soldanella alpina* in Italien.
- f) *Septoria Lysimachiae* West., auf *Lysimachia nummularia* und *vulgaris*.
- Auf Oleaceen. 75. Auf Oleaceen. a) *Septoria Fraxini* Desm., elaeospora Sacc. et Orni Pass., auf den Blättern von *Fraxinus excelsior* und *Ornus*.
- b) *Septoria Syringae* Sacc. et Sp., auf *Syringa vulgaris* in Italien und Frankreich.
- c) *Septoria Ligustri* Kück., auf Blättern von *Ligustrum vulgare*, *Septoria oleaginea* Thüm., auf Früchten des Ölbaumes.
- Auf Jasminaceen. 76. Auf Jasminaceen. a) *Septoria Jasmini* Roum., auf den Blättern von *Jasminum* in Frankreich.
- b) *Septoria Sambac* Pass., auf *Jasminum Sambac* in Italien.
- Auf Gentianaceen. 77. Auf Gentianaceen. a) *Septoria raphidospora* C. Mus., auf *Gentiana utriculosa* in Italien.
- b) *Septoria microsora* Speg., auf *Gentiana asclepiadea* in Italien.
- c) *Septoria Menyanthes* Desm., auf *Menyanthes trifoliata*.
- d) *Septoria Villarsiae* Desm., auf *Villarsia nymphaeoides*.
- Auf Asclepiadeen. 78. Auf Asclepiadeen. a) *Septoria maculosa* Lév., auf *Cynanchum erectum* in Frankreich.
- b) *Septoria Vincetoxici* Awd., und *asclepiadea* Sacc., auf *Cynanchum Vincetoxicum*.
- c) *Septoria Hoyae* Sacc., auf *Hoyacarnosa* in Italien.
- Auf Apocynaceen. 79. Auf Apocynaceen. a) *Septoria Vincae* Desm., auf *Vincetoxicum* in Frankreich, und *Septoria Holubii* Bäuml., daselbst in Ungarn.
- b) *Septoria neriicola* Pass., und *Septoria oleandrina* Sacc., auf *Nerium Oleander*.
- c) *Septoria littorea* Sacc., auf *Apocynum Venetum* in Italien.
- Auf Convolvulaceen. 80. Auf Convolvulaceen. a) *Septoria Convolvuli* Desm., auf *Convolvulus arvensis* und *Calystegia sepium*.
- b) *Septoria Calystegiae* West., auf *Convolvulus arvensis*.

81. Auf *Polemoniaceen*. *Septoria Phlogis* Sacc. et Spég., auf *Phlox paniculata* in Italien. Auf *Polemoniaceen*.
82. Auf *Solanaceen*. a) *Septoria Lycopersici* Spég., auf *Solanum Lycopersicum* in Argentinien. Auf *Solanaceen*.  
 den Blättern von *Solanum Dulcamarae* Desm., auf *Solanum Dulcamara*.  
 b) *Septoria Pulmonariae* Sacc., auf *Pulmonaria officinalis* in Italien. Auf *Asperifoliaceen*.
83. Auf *Asperifoliaceen*. *Septoria Pulmonariae* Sacc., auf *Pulmonaria officinalis* in Italien. Auf *Globulariaceen*.
84. Auf *Globulariaceen*. *Septoria Globulariae* Sacc., auf *Globularia vulgaris* in Italien. Auf *Globulariaceen*.
85. Auf *Verbenaceen*. *Septoria Verbenae* Rob. et Desm., auf *Verbena officinalis*. Auf *Verbenaceen*.
86. Auf *Plantaginaceen*. *Septoria plantaginea* Pass., und *Septoria Plantaginis* Sacc., auf *Plantago lanceolata* und *major*. Auf *Plantaginaceen*.
87. Auf *Scrofulariaceen*. a) *Septoria Mimuli* Ell. et C., auf *Mimulus ringens* in Amerika. Auf *Scrofulariaceen*.  
 b) *Septoria veronicicola* Karst., auf *Veronica officinalis* in Finnland.  
 c) *Septoria Veronicae* Desm., auf *Veronica hederifolia*.  
 d) *Septoria Gratiolae* Sacc. et Spég., auf *Gratiola officinalis* in Italien.  
 e) *Septoria Digitalis* Pass., auf *Digitalis lutea* in Italien.  
 f) *Septoria Cymbalariae* Sacc. et Spég., auf *Linaria Cymbalaria*.  
 g) *Septoria Paulowniae* Thüm., auf *Paulownia tomentosa* in Frankreich und Italien.
89. Auf *Bignoniaceen*. *Septoria Catalpae* Sacc., auf den Kapiteln von *Catalpa syriacaefolia* in Italien. Auf *Bignoniaceen*.
90. Auf *Labiaten*. a) *Septoria Lavendulae* Desm., auf *Lavandula* in Italien, Frankreich und England. Auf *Labiaten*.  
 b) *Septoria Salviae* Pass., auf *Salvia pratensis*.  
 c) *Septoria Menthae* Oud., und *menthicola* Sacc. et Lat., auf *Mentha arvensis*.  
 d) *Septoria Lycopi* Pass., auf *Lycopus europaeus* in Frankreich.  
 e) *Septoria Lamii* Pass., auf *Lamium purpureum* und *maculatum* in Italien.  
 f) *Septoria lamiicola* Sacc., auf *Lamium album* und *Orvala*.  
 g) *Septoria Melissae* Desm., auf *Melissa officinalis* in Frankreich und Italien.  
 h) *Septoria Melittidis* Sacc., auf *Melittis Melissophyllum* in Italien.  
 i) *Septoria Galeopsidis* West., auf *Galeopsis Tetrabit* und *grandiflora*.  
 k) *Septoria Stachydis* Rob. et Desm., auf *Stachys silvatica*, *palustris* und *annua*.  
 l) *Septoria Scorodoniae* Pass., auf *Teucrium Scorodonia* in Frankreich.  
 m) *Septoria Teuerii* Sacc., auf *Teucrium Chamaedrys* in Italien.  
 n) *Septoria Trailiana* Sacc., auf *Prunella vulgaris* in Schottland, und *Septoria Brunellae* E. et H., daselbst in Amerika.  
 91. Auf *Rubiaceen*. a) *Septoria Crucata* Rob. et Desm., auf *Galium-arten*. Auf *Rubiaceen*.  
 b) *Septoria urens* Pass., auf *Galium tricornis* in Italien.

- c) *Septoria Asperulae Bäuml.*, auf *Asperula odorata* in Rugosa.  
d) *Septoria Cephalanthi Ell. et K.*, auf *Cephalanthus occidentalis* in Amerika.
- Auf  
Caprifoliaceen. 92. Auf Caprifoliaceen. a) *Septoria Adoxae Fuehl.*, auf *Adoxa Moschatellina*.  
b) *Septoria Ebuli Desm. et Rob.*, auf *Sambucus Ebulus*.  
c) *Septoria Diervillae Peck.*, und *diervillicola E. et L.*, auf *Diervilla trifida* in Amerika.  
d) *Septoria Symphoricarpi E. et E.*, auf *Symphoricarpus* in Amerika.  
e) *Septoria Tini* auf *Viburnum Tinus* in Italien.  
f) *Septoria Viburni West.*, auf *Viburnum Opulus* und *Lantana*.  
g) *Septoria Lonicerae Allesch.*, und *Septoria Xylostei Sacc. et Winter.*, auf *Lonicera Xylosteum*.  
h) *Septoria Linnaeae Sacc.*, auf *Linnaea borealis*.
- Auf  
Campanulaceen. 93. Auf Campanulaceen. a) *Septoria Phyteumatis Siegm.*, und *Septoria Phyteumatum Sacc.*, auf *Phyteuma*-Arten.  
b) *Septoria Prismaticarpi Desm.*, auf *Specularia* in Frankreich und Italien.  
c) *Septoria obscura Trail.*, auf *Campanula rotundifolia* in England.
- Auf  
Valerianaceen. 94. Auf Valerianaceen. *Septoria centranthicola Brun.*, auf *Centranthus ruber* in Frankreich.
- Auf Dipsaceen. 95. Auf Dipsaceen. a) *Septoria Dipsaci West.*, mit sehr kleinen Hefen und cylindrischen, geraden, 0,060 mm langen Sporen, und *Septoria fallonum Sacc.*, mit 0,12 mm großen Hefen und jadenförmigen, 0,06–0,08 mm langen Sporen, beide auf trocknen, bleichen Blättern von *Dipsacus Fullonum*.  
b) *Septoria Cephalariae alpinae Roum.*, auf *Cephalaria alpina* in Frankreich.  
c) *Septoria scabiosicola Desm.*, auf weißen, dunkelrot gekäumten Blättern von *Scabiosa*-Arten und *Succisa*.  
d) *Septoria succisicola Sacc.*, auf *Succisa pratensis* und ähnliche Flecken bildend.
- Auf  
Cucurbitaceen. 96. Auf Cucurbitaceen. a) *Septoria Cucurbitacearum Sacc.*, auf kleinen, runden oder eiförmigen, trocknen, weißen Flecken der Blätter des Kürbiss; Sporen wurmförmig gebogen, mit Querswänden, 0,060–0,070 mm lang.  
b) *Septoria vestita B. et C.*, auf Flecken der Kürbissfrüchte in Amerika.
- Auf Compositen. c) *Septoria Sieyi Peck.*, auf *Sieyes* in Amerika.  
97. Auf Compositen. a) *Septoria Farfarae Pass.*, *Tussilaginis West.*, und *Fuekelii Sacc.*, auf *Tussilago Farfara*.  
b) *Septoria Eupatorii Rob. et Desm.*, auf *Eupatoria cannabina* in Frankreich und Italien.  
c) *Septoria Virgaureae Desm.*, auf *Solidago Virgaurea*.  
d) *Septoria Tanacetii Nüssl.*, auf *Tanacetum vulgare*.  
e) *Septoria Artemisiae Pass.*, auf *Artemisia vulgaris* in Italien.  
f) *Septoria Arnicae Fuehl.*, auf *Arnica montana* in der Schweiz.  
g) *Septoria Ptarmicae Pass.*, auf *Achillea Ptarmica* in Italien.

- h) *Septoria socia* Pass., und *Leucanthemi* Sacc. et Speg., auf *Chrysanthemum Leucanthemum* in Italien.
- i) *Septoria cercosporoides* Trail., auf *Chrysanthemum Leucanthemum* in Schottland.
- k) *Septoria Doronici* Pass., auf *Doronicum Pardalianches* in Italien.
- l) *Septoria Inulae* Sacc. et Speg., auf *Inula salicina* in Italien.
- m) *Septoria Bidentis* Sacc., auf *Bidens tripartita* in Italien.
- n) *Septoria Senecionis* West., auf *Senecio sarracenicus*, *nemorensis* und *campestris*.
- o) *Septoria anaxaea* Sacc., auf *Senecio jacobaeae* in Italien.
- p) *Septoria Helianthi* E. et K., auf *Helianthus* in Nordamerika.
- q) *Septoria Bellidis* Desm. et Rob., und *bellidicola* Desm. et Rob., auf *Bellis perennis*.
- r) *Septoria Xanthii* Desm., auf *Xanthium strumarium* in Frankreich und Italien.
- s) *Septoria Centaureae* Sacc., auf *Centaurea nigra* in Frankreich.
- t) *Septoria centaureicola* Brun., auf *Centaurea Scabiosa* in Frankreich.
- u) *Septoria Cardunculi* Pass., auf Blättern von *Cynara Cardunculus* in Italien.
- v) *Septoria Scolymi* Pass., auf *Scolymus hispanicus* in Italien.
- w) *Septoria Silybi* Pass., auf *Silybum Marianum* in Italien.
- x) *Septoria Serratulae* Sacc., auf *Serratula arvensis*.
- y) *Septoria Lapparum* Sacc., auf *Lappa minor* in Italien.
- z) *Septoria Cirsii* Niessl., auf *Cirsium arvense*.
- za) *Septoria Sonchi* Sacc., auf *Sonchus oleraceus* in Italien.
- zb) *Septoria Lactucae* Pass., auf kleinen, braunen Blattflecken von *Lactuca sativa*: Sporen fadenförmig, einzellig, 0,025—0,030 mm lang.
- zc) *Septoria consimilis* Ell. et M., auf derselben Pflanze in Amerika.
- zd) *Septoria Endiviae* Thum., auf trocknen, braunen Blattflecken von *Cichorium Endivia*: Sporen fadenförmig, ohne oder mit einer undeutlichen Querswand, 0,024—0,030 mm lang.
- ze) *Septoria Mongeotii* Sacc. et Roum., auf *Hieracium*-Arten in den Ardennen.

### XVII. *Brunchorstia* Eriks.

Die Pykniden sind in die Pflanzenteile eingefente Kapseln, die nach außen sich öffnen; bei den kleineren ist die Höhlung einfach, bei den größeren aber durch mehrere vollständige oder unvollständige Scheidewände in nebeneinanderliegende Kächer geteilt. Auf der Innenwand und auf den Scheidewänden stehen die zahlreichen Traggellen, welche die länglichen, gebogenen, farblosen, mit 3 bis 4 Scheidewänden versehenen Conidien abknüpfen. Diese Gattung dürfte indes von der bekannten alten Gattung *Cytispora* nicht wesentlich verschieden sein.

*Brunchorstia*.

*Brunchorstia destruens* Eriks., der Schwarzkiefern-Pilz, ist von Brunchorst<sup>1)</sup> als die Ursache einer verheerenden Krankheit der Schwarz-

Der Schwarz-  
kiefern-Pilz.

<sup>1)</sup> Über eine neue, verheerende Krankheit der Schwarzföhre. Bergens museums årsberetning. Bergen 1888.



fiefer (*Pinus austriaca*) und der *Pinus montana* im Süden Norwegens erkannt worden. Auch durch ganz Deutschland soll nach M. Hartig<sup>1)</sup> diese Krankheit verbreitet sein. Die im besten Wuchse stehenden Pflanzen zeigen im Frühlinge beginnend an den einjährigen Trieben ein Bleichwerden der Nadeln und Absterben der Knospen. Die absterbenden Nadeln werden am Grunde braun, später blaß gelblich-weiß, während der obere Teil der Nadel zunächst noch grün und gesund ist, aber ebenfalls bald abstirbt. Aber auch die Triebe, welche solche Nadeln tragen, sind erkrankt, und ihre Entwicklung ist sistiert. In allen toten Teilen der Nadel sowie in der Rinde und im Marke des erkrankten Triebes, zuletzt auch im Holze desselben hat Brunchorst ein Pilzmycelium aufgefunden, außerdem in der Basis der abgestorbenen Nadeln und an den Trieben, besonders auf den nach dem Abfall des Nadelbüscheltriebes zurückbleibenden Narben, schwarze Pykniden, deren Bau der oben gegebenen Beschreibung entspricht. An den Nadeln sind die Pykniden kleiner, oft einschädrig, an den Trieben größer, meist mehrschädrig, sonst einander gleich. Die Sporen sind cylindrisch, halbmondförmig gebogen, 0,033—0,050 mm lang, farblos, mit 2 bis 5 Querwänden versehen. Die Sporen keimen im Wasser nach etwa 24 Stunden. Die Infektion scheint an den Befestigungsstellen der Nadelbüschel zu erfolgen. Ascosporenfrüchte sind bisher nirgends gefunden worden. Der Pilz ist von Brunchorst nicht benannt worden; Eriksson<sup>2)</sup> hat ihm obigen Namen gegeben, obgleich der Pilz in die Gattung *Cytispora* eingereiht werden mußte. In Norwegen sind große Bestände durch diese Krankheit verwühet worden. Wo sich dieselbe zu zeigen beginnt, dürfte ein Ausschneiden und Verbrennen der erkrankten Teile anzuraten sein.

### XVIII. *Stagonospora* Sacc.

*Stagonospora*. Von den übrigen Gattungen durch die ellipsoideichen oder länglichen, mit 2 oder mehr Scheidewänden versehenen farblosen Sporen unterschieden, also der Gattung *Hendersonia* am nächsten verwandt, welche jedoch braun gefärbte Sporen besitzt. Außer vielen saprophyten Arten werden folgende Parasiten erwähnt.

- |  |   |
|--|---|
| Auf Gräsern.                             | 1. <i>Stagonospora macrosperma</i> Sacc. et Roum., auf Blättern von Gräsern, Sporen spindelförmig, schwach gekrümmt, 0,085—0,095 mm lang. |
| Auf <i>Carex</i> .                       | 2. <i>Stagonospora Caricis</i> Sacc. ( <i>Hendersonia Caricis</i> Oud.), auf Blättern von <i>Carex muricata</i> .                         |
| Auf <i>Scirpus</i> und <i>Juncus</i> .   | 3. <i>Stagonospora aquatica</i> Sacc., auf Halmen von <i>Scirpus lacustris</i> und <i>Juncus effusus</i> .                                |
| Auf <i>Luzula</i> .                      | 4. <i>Stagonospora Luzulae</i> Sacc. ( <i>Hendersonia Luzulae</i> West.), auf <i>Luzula</i> .   |
| Auf <i>Typha</i> und <i>Sparganium</i> . | 5. <i>Stagonospora Typhoidearum</i> Sacc. ( <i>Hendersonia Typhoidearum</i> Desm.), auf Blättern von <i>Typha</i> und <i>Sparganium</i> . |
| Auf <i>Iris</i> .                        | 6. <i>Stagonospora Iridis</i> C. Mass., auf <i>Iris germanica</i> in Italien.   |
| Auf Apfelblättern.                       | 7. <i>Stagonospora Mali</i> Delacr., auf Apfelblättern in Frankreich: Sporen 0,014—0,015 mm lang.   |
|  | 8. <i>Stagonospora prominula</i> Sacc. ( <i>Hendersonia prominula</i> B. et C.), auf Blättern des Apfelbaumes in Nordamerika.             |

<sup>1)</sup> Lehrbuch d. Baumkrankheiten. 2. Aufl. Berlin 1889, pag. 126.

<sup>2)</sup> Botan. Centralbl. 1891, pag. 298.

9. *Stagonospora Mespili* Sacc. (*Hendersonia Mespili* West.), auf Blättern von *Mespilus* in Belgien.
10. *Stagonospora Fragariae* Br. et Har., auf Blättern von *Fragaria vesca* in Frankreich.
11. *Stagonospora Ilicis* Grove, auf Blättern von *Ilex Aquifolium* in England.
12. *Stagonospora ulmifolia* Sacc. (*Hendersonia ulmifolia* Pass.), auf Blättern von *Ulmus campestris* in Italien.
13. *Stagonospora hortensis* Sacc. et Malbr., auf Stengeln von *Phaseolus* in Frankreich; Sporen 0,018–0,022 mm lang.
14. *Stagonospora innumerabilis* Fock., auf den Stengelknospen von *Cytisus sagittalis*.
15. *Stagonospora Trifolii* Fautr., und *Stagonospora Dearnessii* Sacc., auf Blättern von *Trifolium repens*, erstere in Frankreich, letztere in Amerika, beide vielleicht identisch.
16. *Stagonospora carpathica* Bäuml., auf Blättern von *Melilotus alba* in Ungarn.

### XIX. *Coniothyrium* Corda.

Die Perithezien sind wie bei *Phoma* harte, schwarze, kleine, kugelige oder abgeflachte Kapseln, welche unter der Oberhaut der Pflanzenteile mit einer papillenförmigen Ründung hervorbrechen; die Sporen, welche in ihnen gebildet werden, sind kugelig bis ellipsoide, einzellig, braun gefärbt. Auch diese Pilze kommen auf krankhaft verfärbten Teilen von Zweigen, Blättern oder Früchten vor; manche Formen nur Saprophyt auf schon toten Teilen.

1. *Coniothyrium Oryzae* Coss., auf den Blättern von *Oryza sativa* in Italien.
2. *Coniothyrium concentricum* Sacc. (*Phoma concentricum* auf *Agave* etc. Desm.), auf Blättern von *Agave*, *Fourcroya*, *Yucca*.
3. *Coniothyrium Palmarum*, auf Blättern von *Chamaerops* und *Phoenix*.
4. *Coniothyrium borbonicum* Thum., auf Blättern von *Latania borbonica*.
5. *Coniothyrium Gastonis* Berl. et Vogl., auf den Blättern von *Musa sapientum* in Australien.
6. *Coniothyrium microscopicum* Sacc., auf der Unterseite der Eichenblätter.
7. *Coniothyrium Delacroixii* Sacc., auf Blättern von *Helleborus viridis* in Frankreich.
8. *Coniothyrium Berberidis* Fautr., auf den Ästchen von *Berberis vulgaris* in Frankreich.
9. *Coniothyrium Bergii* Speg., auf den Dornen von *Berberis heterophylla*.
10. *Coniothyrium Diplodiella* Sacc. (*Phoma Diplodiella* Speg.), auf den Trauben- und Beerenstielen, sowie auf den Beeren des Weinstocks selbst; graue, dunkelgefärbte Flecke erzeugend, in denen die punktförmigen, schwarzen Perithezien sitzen. Die Beeren werden dadurch misfarbig, weich und ver-

trochnen vorzeitig; auch kann bei Infektion des Traubenstiemes die ganze Traube absterben und abfallen. Der Pilz ist seit 1878 in Italien, seit 1886 in Frankreich („Rot blanc“, Weißfäule)<sup>1)</sup>, dann aber auch in Nordamerika (White-rot genannt)<sup>2)</sup>, 1891 auch in Ungarn<sup>3)</sup> beobachtet worden. Sporen sind eiförmig oder ellipsoidisch, 0,007—0,011 mm lang. Bei den Kulturversuchen, welche Baccarini<sup>4)</sup> mit den Sporen anstellte, konnte der Pilz auch auf zuckerhaltiger Flüssigkeit bis zur Bildung zahlreicher Pykniden erzogen werden. In andre Teile als in die Früchtchen des Weinstocks drangen die Keimschläuche aber nicht ein; auch sind einzelne Nebenforten in ihren Beeren widerstandsfähiger.

Auf Vitis.

11. *Coniothyrium Berlandieri* *Viala et Sacc.*, auf den Blättern von *Vitis Berlandieri*, cinerea und candicans in Nordamerika, Sporen birnförmig, 0,016 mm lang.

Auf Euphorbia.

12. *Coniothyrium Euphorbiae* *Berl. et Vogl.*, auf Blättern von *Euphorbia silvatica* in Frankreich.

Auf Jasminum.

13. *Coniothyrium Jasmini* *Sacc.*, auf Zweigen von *Jasminum officinale*.

## XX. Diplodia Fr.

Diplodia.

Die Pykniden haben eine sehr dicke, d. h. aus vielen Zellschichten bestehende Haut und stellen schwarze, kugelige Kapselfn dar, die mit papillenförmiger Mündung durch die Oberhaut der Pflanzenteile hervorbrechen; ihre Sporen sind bald farblos, bald braun, einzellig oder im reifen Zustande oft zweizellig. Die meisten dieser Pilze leben saprophyt auf toten Pflanzenteilen, parasitär kennt man den folgenden, der, weil er tropfförmige Hypertrophien an den Zweigen von Holzpflanzen erzeugt, abweichend von den verwandten Pilzen sich verhält.

Holztröpf von Populus tremula.

*Diplodia gongrogena* *Temme*, verursacht den Holztröpf von *Populus tremula*. Über diese Krankheit ist von Thomas<sup>1)</sup>, der sie in Thüringen beobachtete, folgendes mitgeteilt worden. An Stämmen und Zweigen trifft man in größerer Anzahl beisammen Anschwellungen von meist Haselnuß- bis Taubeneigröße, doch sind an Stämmen auch solche von über 65 cm Durchmesser vorgekommen. Sie haben eine unbegrenzte, viele Jahre fortgehende Weiterentwicklung. Die ersten Anfänge wurden an zweijährigen Zweigen in der Nähe der Blattnarben gefunden. Diese bestehen in kleinen Anschwellungen von etwa 1 mm Durchmesser. Die Hypertrophie findet im Rindengewebe statt, und kann den ganzen Zweig umfassen oder einseitig bleiben. Dann tritt auch eine Anschwellung des Holzkörpers ein.

<sup>1)</sup> Vergl. Prillieux in *Compt. rend. CIII. 2. sem. pag. 652. CV. pag. 1037*, und Biala und Kavanag in *Compt. rend. C VI. 1888, pag. 1711*.

<sup>2)</sup> Report of the chief of the Section of veget. Pathol. for the year 1887. *Département of agric. Washington 1888*.

<sup>3)</sup> *Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 49*.

<sup>4)</sup> *Appunti per la biologia del Coniothyrium Diplodiella. Malpighia II. 1888, pag. 325*.

<sup>5)</sup> *Verhandl. des bot. Ver. d. Prov. Brandenburg 1874, pag. 42*. Vergl. auch Temme, über die Pilztröpfe der Holzpflanzen. *Landwirtsch. Jahrb. XVI. pag. 439*.

Später kann die verdickte Holzstelle durch Verwitterung der darüber liegenden Rinde freigelegt werden. An der Oberfläche der Anschwellungen bemerkt man, so lange die Rinde noch nicht durch Verwitterung zerstört ist, und zwar schon von den ersten Entwicklungsstadien an, kleine, schwarze Punkte, die Mündungen runder, schwarzwandiger Pykniden, auf deren Innenwand an kurzen Tragzellen länglich elliptische, 0,03–0,04 mm lange einzellige, farblose Sporen abgeseht werden. Das Mycelium findet man stets in dem hypertrophierten Rindengewebe quer durch die Zellen desselben hindurchwachsend, bis in das Holz ist es jedoch nicht zu verfolgen. Die Anschwellungen wären hiernach Mycocebidien. Thomas vermutet, daß das Eindringen des Pilzes an den Blattnarben und an Penticellen erfolgt.

### XXI. *Hendersonia* Berk.

Die Pykniden sind dünn- oder dickhäutige, schwarze, kugelige oder niedergedrückte, mit einfacher Mündung durch die Oberhaut der Pflanzenteile hervorbrechende Kapseln, deren Sporen braun, länglich oder spindelförmig, mit zwei oder mehreren Querswänden versehen sind. Die meisten dieser Pilze wachsen saprophyt an toten Pflanzenteilen; parasitische sind folgende bekannt.

1. *Hendersonia follicicola* Fockel, und *Hendersonia notha* Sacc. Auf Juniperus. et Br., auf den Nadeln von Juniperus communis.
2. *Hendersonia Aloides* Sacc., auf braungefäulten, trocknen Blättern von Populus nigra in Italien.
3. *Hendersonia coryllaria* Sacc., auf franten Blatflecken des Haselstrauchs in Italien.
4. *Hendersonia Lupuli* Mong. et Lé., kommt an den Zweigen des Hopfens vor, wo der Pilz kleine, schwarze Flecke bildet, die keinen bemerkbaren Schaden verursachen; die Pykniden sind kugelig, die Sporen verlängert, spindelförmig, meist gekrümmt, mit 3–4 Querswänden.
5. *Hendersonia Magnoliae* Sacc., auf weißen Blatflecken von Magnolia in Italien und Frankreich.
6. *Hendersonia rupestris* Sacc. et Speg., auf weißen Blatflecken von Capparis rupestris in Italien.
7. *Hendersonia theicola* Cooke, auf den Blättern des Theestrauchs schädlich, in Ostindien.
8. *Hendersonia maculans* Lé., auf weißen Blatflecken der Camellien.
9. *Hendersonia acericola* Sacc., auf braunen Blatflecken von Acer campestre in Italien.
10. *Hendersonia cornicola* (DC.) auf trocknen Blatflecken von Cornus in Frankreich.
11. *Hendersonia Mali* Thüm., mit hoch scheibenförmigen, schwarzen Pykniden auf der Oberseite runder, verkrüppelter, violett gefäulter Blätter der Apfelbäume im österreichischen Kärntenlande. Sporen keulenförmig, mit 2–3 Scheidewänden, 0,012–0,015 mm lang, hellgrau.
12. *Hendersonia piricola* Sacc., auf grauen Blatflecken des Birnbaums in Italien.
13. *Hendersonia Terminalis* Sacc., auf kastanienbraunen Flecken an der Blattoberseite von Sorbus terminalis und Aria.

- Auf Rosa.** 14. *Hendersonia Cynosbati Fuekel*, (*Cryptostictis Cynosbati Sacc.*) auf vertrockneten Früchten von Rosa; die Sporen sind mit einem wimperartigen Anhängsel versehen. Eine verwandte, nicht näher benannte Form beobachtete Sorauer<sup>1)</sup> auf Rosenzweigen vieler Stämme einer Rosenschule, wo die Pykniden auf muldenförmig vertieften Wundstellen saßen und Mycelium bis in den Markkörper nachzuweisen war, so daß der Pilz als der Veranlasser dieser kranken Stellen angesehen wurde.
- Auf Zwetschen, Quitten u.** 15. *Hendersonia foliorum Fuekel*, auf kleinen, rundlichen, bräunlichen, trocknen Flecken der Blätter der Zwetschen, Quitten und auch anderer Holzpflanzen; Sporen länglich, etwas gekrümmt, mit 3 Querwänden, 0,015 mm lang, gelb, die oberste Zelle farblos.
- Auf Rhododendron.** 16. *Hendersonia Rhododendri Thüm.*, auf Blättern von Rhododendron hirsutum.
- Auf Solanum.** 17. *Hendersonia Dulcamarae Sacc.*, auf trocknen Blattflecken von Solanum Dulcamara in Italien.
- Auf Viburnum.** 18. *Hendersonia Tini Ell. et Langl.*, auf grauen, purpurrandigen Blattflecken von Viburnum Tinus in Nordamerika.

## XXII. Pestalozzia de Not.

**Pestalozzia.** Die Pykniden stellen kleine, scheiben- oder polsterförmige, dunkle Sporenhäufchen dar, welche unter der Oberhaut der Pflanzentheile angelegt werden und zuletzt hervorbrechen, aber keine eigentliche, mündungsbildende Hülle besitzen, sondern nur von der zuletzt über ihnen zerreißen Oberhaut bedeckt sind. Die Sporen sind länglich, mit zwei oder mehr Querwänden versehen und braun gefärbt, also wie bei *Hendersonia*, aber an der Spitze mit einer oder mehreren farblosen Haarzellen besetzt. Hierher gehört eine Anzahl parasitärer Pilze, welche theils auf Blättern, theils auf Stengeln wachsen und verschiedenartige, pathologische Wirkungen hervorbringen.

**An Nichten und Tannen.** 1. *Pestalozzia Hartigii Tübelf.*, kommt an jungen Nichten und Tannen in den Saat- und Pflanzkämpen vor und verursacht ein Absterben und Vertrocknen der Rinde unmittelbar über dem Erdboden; der Stamm zeigt über dieser Stelle eine Verdickung in Folge des fortgesetzten Wundwachstums; zuletzt aber werden im Laufe des Sommers die Pflanzen bleich und sterben ab. R. Hartig<sup>2)</sup> hatte früher die Erscheinung für die Folge von Quetschung der Rinde und des Cambiums durch Glätteisbildung gehalten; Tübeuf<sup>3)</sup> hat in der erkrankten Rinde das Mycelium und die Pykniden des genannten Pilzes gefunden, und sieht diesen als die Ursache an. Die Conidien stehen auf kurzen oder langen Stielen, sind anfangs farblos und einzellig, später ellipsoidisch, durch Querteilung vierzellig, die beiden großen, mittleren Zellen sind dunkel gefärbt, die kleineren Endzellen und die von der oberen Endzelle ausgehenden haarförmigen Anhängsel farblos. Bei der Keimung wird der Keimschlauch nur von einer der drei

<sup>1)</sup> Pflanzenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 388.

<sup>2)</sup> Allgem. Forst- und Jagdzeitung 1883.

<sup>3)</sup> Beiträge zur Kenntnis der Baumkrankheiten Berlin 1888, pag. 40.

unteren Zellen getrieben. Die Krankheit ist nach R. Hartig in ganz Deutschland allgemein verbreitet; Ausbleichen und Verbrennen der infizierten Pflangen in den Rämpen ist angezeigt.

2. *Pestalozzia fuscescens* Sorauer<sup>1)</sup>, auf bleich und zuletzt auf *Corypha*. dunkelbraun werdenden, eingesunkenen Flecken der Blattstielbasen von *Corypha australis* in den Palmengütereien, an jungen Exemplaren, welche unter Grau- und Gelbwerden der Blätter und unter Wurzelkrankung zu Grunde gehen. Die punktförmigen, glänzend schwarzen Sporenlager, welche zahlreich auf den kranken Flecken stehen, enthalten spinselförmige, 0,032—0,038 mm lange, fünffächerige Conidien, deren untere Zelle stielförmig, deren mittlere am größten und dunkelsten gefärbt ist, und deren Endzelle 2—3 farblose, divergierende Borsten trägt; der Keimschlauch entwickelt sich meist aus dem der Stielzelle zunächst liegenden Fache. Die von Sorauer ausgesprochene Ansicht, daß dieser Pilz das Eingehen der jungen *Corypha*-Pflangen verursacht, ist durchaus unbewiesen; Impfversuche gelangen ihm nicht, und er hat das Mycelium nur unter der Oberhaut der eingesunkenen Blattstellen in die tiefer liegenden Gewebeschichten eindringen sehen. Es macht eher den Eindruck, daß der Pilz auf den schon erkrankten Pflangen stellenweise sich angesiedelt hat.

3. *Pestalozzia Phoenixis* Grev., auf Blättern von *Phoenix* dactylifera auf *Phoenix* und *Pestalozzia palmarum* Lataniae auf *Latania borbonica*. Latania.

4. *Pestalozzia alnea* Hav. et Br., auf Blättern von *Alnus glutinosa* auf *Alnus*. in Frankreich.

5. *Pestalozzia laurina* Mort., auf Blättern von *Laurus nobilis* auf *Laurus*. in Frankreich.

6. *Pestalozzia Guepini* Desm., auf Blättern von *Camellia*, *Citrus*, auf *Camellia* etc. *Magnolia*, *Amygdalus*, *Rhododendron* und anderen Pflangen; Sporen Karst., auf 0,020 mm lang.

7. *Pestalozzia Camelliae* Pass., und *Pestalozzia inquinans* *Camellia japonica*.

8. *Pestalozzia Ilicis* West., auf Blättern von *Ilex aquifolium* in auf *Ilex*. Belgien.

9. *Pestalozzia Thümenii* Speg., auf kleinen, ründlichen, schwarzen, auf Weinbeeren. erhärteten Flecken reifer Weinbeeren, auf denen die länglich hervorstechenden schwarzen Einschnitten stehen, deren Sporen keisförmig, oben verschmälert, fünffächerig, hell olivenbraun, 0,035 mm lang sind; die untere Zelle der Spore ist stielförmig, die obere schieb kugelförmig, mit zwei ziemlich dicken, farblosen Borsten. Nur in Italien beobachtet.

10. *Pestalozzia uvicola* Speg., auf eben solchen Flecken der Weinbeeren, wie der vorige Pilz, sowie auf Weinblättern, in Italien und Frankreich beobachtet. Die Conidien sind spinselförmig, fünffächerig, 0,025 bis 0,030 mm lang, die 3 mittleren Zellen olivenbraun, die Endzellen farblos, die oberen mit drei Borsten.

11. *Pestalozzia viticola* Cav., auf braunen Flecken von Weinbeeren in Italien; Sporen 0,014—0,020 mm lang, mit einer einzigen Borste.

12. *Pestalozzia Fuchsii* Thüm., auf Blättern von *Fuchsia* coccinea auf *Fuchsia*. im botanischen Garten zu Coimbra.

<sup>1)</sup> Pflankenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 399.

- Auf Rosa. 13. *Pestalozzia compta* Sacc., auf Blättern von *Rosa muscosa*; Sporen mit einer Borste.
- Auf Rubus. 14. *Pestalozzia longiseta* Speg., auf Blättern von *Rubus caesius*; Sporen mit mehreren Borsten.
15. *Pestalozzia phyllosticta* Sacc., auf Blättern von *Rubus fruticosus* in Frankreich.
- Auf Birnbaum. 16. *Pestalozzia breviseta* Sacc., auf trocknen, grauen, rundlichen Flecken der Blätter des Birnbaumes; Sporen oblong, 0,025–0,026 mm lang, fünffächerig, die 3 mittleren Zellen ruffarben, die obere mit 3 fadenförmigen Anhängseln. Nur in Oberitalien beobachtet.
- Auf Pirus etc. 17. *Pestalozzia concentrica* Berk. et Br., auf den Blättern von *Pirus*, *Crataegus*, *Castanea* und *Quercus*; Sporen mit einer Borste.
- Auf Photinia. 18. *Pestalozzia Photinae* Thüm., auf Blättern von *Photinia serrulata* in Italien.
- Auf Myrtaceen. 19. *Pestalozzia decolorata* Speg., auf Blättern von Myrtaceen.
- Auf Banksia. 20. *Pestalozzia Banksiana* Cavara, auf Blättern einer kultivierten *Banksia* in Italien.
- Auf Prunus. 21. *Pestalozzia adusta* E. et E., auf Blättern von *Prunus domestica* in Amerika.
- Auf Cercis. 22. *Pestalozzia Siliquastri* Thüm., auf *Cercis Siliquastrum*.
- Auf Acacia. 23. *Pestalozzia Acaciae* Thüm., auf Blättern von *Acacia longifolia* und *saligna*.
- Auf Arbutus. 24. *Pestalozzia depazeaeformis* Awd., auf den Blättern von *Arbutus Uva ursi* in Tirol.
- Auf Lysimachia. 25. *Pestalozzia Nummulariae* Har. et Br., auf Blättern von *Lysimachia Nummularia* in Frankreich.
- Kropfgeschwulst an Salix. Anhang. Ein mit dem Namen *Pestalozzia gongrogena* Timm belegter Pilz ist der Veranlasser einer stropfgeschwulst an den Zweigen von *Salix viminalis*, die von Temme<sup>1)</sup> in einer Korbweidenzucht in der Provinz Posen in der Nähe des Warthefflusses beobachtet wurde. An verschiedenen alterigen Zweigen saßen bis hühnereigroße, beulenartige Geschwülste. Die Hypertrophie beruht vorwiegend auf einer mächtigen Entwicklung des Rindenkörpers, welcher hauptsächlich aus weiten, unverholzten Parenchymzellen besteht, stellenweise aber Partien meristematischen Gewebes und inelförmige Komplexe von Holzzellen aufweist. Mycelfäden wachsen zwischen den Zellen des Rindengewebes und quer durch die Zellen hindurch; an einzelnen Stellen unter dem Periderm der Geschwulst treten die Mycelfäden reichlicher auf und bilden hier kleine, rundliche Pusteln, welche von einer dünnen, aus braunzelligem Pilzgewebe bestehenden, zuletzt zerreißen Hülle umgeben, aus dem Periderm ziemlich frei hervortreten. Am Grunde und am unteren Theile der Seitenwand werden im Innern der Pusteln auf kurzen Traggellen cylindrisch keulenförmige, schwach gekrümmte, 0,024 mm lange, farblose Sporen gebildet, welche 2–3 Querwände und an der Spitze eine leicht abgehende, feine Borste besitzen. Hiernach zeigt der Pilz allerdings gewisse Abweichungen von den eigentlichen *Pestalozzia*-Arten, und auch seine abweichende, pathologische Wirkung, insofern er ein *Micrococcidium* ähnlich wie *Diplodia gongrogena* (S. 438), erzeugt, lassen es vielleicht passender erscheinen, ihn als Vertreter einer eigenen Gattung aufzustellen.

<sup>1)</sup> Über die Pilzkropfe der Holzflanzen, Sandw. Jahrb. XVI, pag. 441.

**XXIII. *Coryneum* Nees.**

Die Pykniden stimmen mit denen der vorigen Gattung überein, *Coryneum*, aber die länglichen, oder spindelförmigen, mit zwei bis mehreren Scheidewänden versehenen braunen Sporen besitzen keine Haarzellen. Die meisten Arten sind saprophyt.

1. *Coryneum juniperinum* Ellis., auf Nadeln von *Juniperus* Auf *Juniperus communis* in Nordamerika; Sporen 0,035–0,040 mm lang.
2. *Coryneum foliicolum* Fockel, auf braunen Blattflecken von Auf *Quercus* etc *Quercus*, *Crataegus* und *Rubus*; Sporen 0,017 mm lang.
3. *Coryneum concolor* Penz., auf Blättern von *Citrus*-Arten in Auf *Citrus*. Gewächshäusern in Italien; Sporen 0,010–0,011 mm lang.
4. *Coryneum pestalozzioides* Sacc., auf Blättern von *Crataegus* Auf *Crataegus oxyacantha* in Italien; Sporen 0,069 mm lang.

**XXIV. *Camarosporium* Schulze.**

Die Pykniden sind dickhäutige Äpfeln, wie bei *Hendersonia*, aber *Camarosporium*. Die Sporen sind durch Quer- und Längswände mauerförmig vielzellig, braun gefärbt. Die meisten Arten sind Saprophyten auf toten Zweigen; parasitisch sind folgende bekannt geworden.

1. *Camarosporium Cookeanum* Sacc. (*Hendersonia Cookeanum* auf Weinblättern *Spec.*), auf weißlich-grauen Flecken der Weinblätter in Italien.
2. *Camarosporium suseganense* Sacc., auf Blättern von *Capparis* Auf *Capparis*. *rupestris* in Italien.
3. *Camarosporium Roumeguerii* Sacc., auf *Salicornia* und Auf *Salicornia* *Kochia* in Frankreich.
4. *Camarosporium Grossulariae* Briard. et Har., auf lebenden Auf *Stachelbeeren*. Zweiglein der Stachelbeeren in Frankreich.
5. *Camarosporium Lantanae* Sacc., (*Hendersonia Lantanae* Auf *Viburnum*. *Fleisch*.) auf Blättern von *Viburnum Lantana*.

**G. Pyrenomyceten, welche regelmäßig Perithezien bilden, die zahlreich beisammen meist als Höhlungen in einem in der Blattmasse gebildeten Stroma auftreten und durch geschlechtliche Befruchtung mittelst Spermatien, die aus vorausgehenden Spermogonien kommen, entstehen.**

In der Überschrift sind die sehr charakteristischen mykologischen Merkmale ausgedrückt, durch welche diejenigen parasitischen Pilze ausgezeichnet sind, welche wir im folgenden zusammenstellen. Es sind sämtlich Blätter bewohnende Parasiten, deren Mucellum das ganze Blattgewebe durchdringt und im lebenden Zustande des Blattes keine andern Organe als Spermogonien bildet, deren Spermatien um diese Zeit bereits die Anlagen der zukünftigen Perithezien befruchten. Conidien werden nicht gebildet. Erst im abgestorbenen Blattkörper, der sich oft durch die weitere Verdichtung der Mucellumfäden zu einem Stroma

*Pyrenomyceten, welche Perithezien und Spermogonien bilden.*



von pilzlicher Struktur unwandelt, werden nach Ablauf des Winters die in der Blattmasse, beziehentlich im Stroma eingesenkten durch einen halbförmigen Porus nach außen geöffneten, punktförmig kleinen Perithecten reif und spritzen ihre Sporen aus dem Porus in die Luft, auf welchem Wege sie zu den neuen Frühlingsblättern gelangen und dieselben infizieren. Wegen dieser bei allen sicher hierher gehörigen Pilzen gleichförmigen Lebensweise liegt auch das allgemeine Bekämpfungsmittel derselben in der Vernichtung der pilzbefallenen Blätter vor Beginn des Frühlings.

### I. Polystigma Tul.

#### Polystigma.

Das Stroma dieser Pilze ist ein die ganze Dicke der Blattmasse einnehmendes flaches Lager, von leuchtend roter Farbe und von fleischiger Beschaffenheit. Am grünen Blatte enthält es zahlreiche, durch ebensoviele punktförmige Mündungen sich nach außen öffnende, kugelige Höhlungen, welche Spermogonien darstellen (Fig. 76 A u. B), aus denen

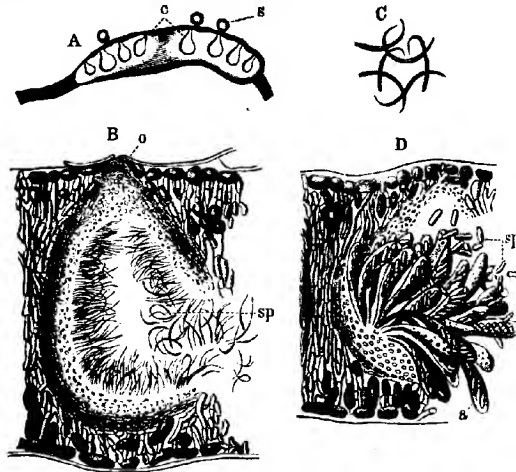


Fig. 76.

**Polystigma rabrum Tul.** A Durchschnitt durch das rote Stroma auf einem Pflaumenblatte; c die an der Oberfläche mündenden Spermogonien; bei ss ausgestoßene Schleimtröpfchen mit Spermatien. Schwach vergrößert. B Durchschnitt eines Spermogoniums, o Mündung, sp Spermatien. Stark vergrößert; nach Tulasne. C Spermaticien, sehr stark vergrößert. D Durchschnitt durch ein überwinteretes Stroma mit einem darin eingesenkten Perithectum a mit reifen Sporenschläuchen und Sporen sp. Stark vergrößert. Nach Tulasne.

jadenförmige, häufig gekrümmte Spermatien entlassen werden. Die Perithezien entwickeln sich erst während des Winters an dem abgefallenen Blatte, wo das Stroma dann braun geworden ist und die Spermogonien verschwunden sind. Sie enthalten keulenförmige Sporenschläuche mit je acht oblongen, einzelligen, farblosen Sporen.

1. *Polystigma rubrum* Tul. (*Xyloma rubrum* Pers., *Dothidea* Rotflecken der rubra Fr.), die Ursache der Rotflecken der Pflaumenblätter. Die auf Pflaumenblättern der Blättern der Pflaumenarten und der Schlehen im Hochsommer häufig vorkommenden feuerroten Flecke sind das Stroma des genannten Pilzes. Sie sind auf beiden Seiten des Blattes zu sehen, wenig dicker als dieses, im allgemeinen von rundlichem, jedoch nicht ganz regelmäßigem Umriss und meist ansehnlicher Größe, indem nicht selten ein einzelnes Stroma die Hälfte und mehr der ganzen Blattfläche einnimmt oder mehrere zusammengefloßene auf einem Blatte sich zeigen. Das Stroma wird vom Blattgewebe und vom Pilze zugleich gebildet. Die Epidermis bleibt nämlich unverändert erhalten und das Mesophyll wird sogar etwas hypertrophisch, es entwickelt sich zu einem parenchymatösen, von den Fibrovasalsträngen durchzogenen Gewebe, dessen Zellen chlorophylllos sind und welches reichlich durchwuchert ist von den kräftigen Fäden des Pilzes. Das Stroma ist daher von etwas fleischiger Beschaffenheit; die rötliche Farbe ist den Pilzfäden eigen. Das stärkere Wachstum des Mesophylls hat zur Folge, daß das Stroma an der Unterseite des Blattes ein wenig erhaben wird. An dieser Seite bemerkt man auf demselben sehr kleine, dunklere Pünktchen, die porenförmigen Mündungen der Spermogonien. Letztere bilden sich im Stroma dadurch, daß an gewissen Stellen die Pilzfäden zu dichten Knäueln sich verflechten und letztere sich zu einem kugelförmigen Behälter erweitern, welcher mit seinem zur Mündung sich ausbildenden Scheitel die Epidermis der unteren Seite des Stroma durchbricht und auf seiner Innenwand mit dichtstehenden, geraden, einfachen Fäden bekleidet ist, auf denen die Spermatien abgeschnürt werden. Letztere sind jadenförmig, 0,03 mm lang, nach oben verdünnt und hakenförmig gekrümmt (Fig. 76 C). Dieselben werden aus der Mündung der Spermogonien in Menge ausgestoßen, und zwar in einer schleimigen Masse eingebettet, die man als kleine Schleimtröpfchen oft auf den Mündungen der Spermogonien bemerkt. Anderweite Organe, insbesondere Conidien oder Pyknidien bildet der Pilz in diesem Zustande nicht. Erst wenn das Blatt abgefallen ist, werden in dem Stroma die Perithezien ausgebildet, welche zuerst von Tulane<sup>1)</sup> gefunden wurden. Über ihre Entstehung und über die Rolle, welche die Spermogonien dabei spielen, ist aber erst durch die gleichzeitigen übereinstimmenden Beobachtungen von Fisch<sup>2)</sup> und mir<sup>3)</sup> Aufklärung erfolgt. Wir fanden, daß die ersten Anlagen der künftigen Perithezien schon im Juli in dem Stroma des noch lebenden Blattes auftreten in Form rot-

<sup>1)</sup> Selecta Fungorum Carpologia II, pag. 76.

<sup>2)</sup> Beiträge zur Entwicklungsgegeschichte einiger Ascomyceten. Bot. Zeitg. 1882, Nr. 19.

<sup>3)</sup> Über einige neue und weniger bekannte Pflanzentransmissionen. Landwirtsch. Jahrbücher XII, pag. 528, u. Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. I. 1883, pag. 58.

gefärbter, kleiner, runder Ballen pseudo-parenchymatischen Pilzgewebes, welche ebenso wie die Mündungen der Spermogonien und zerstreut zwischen ihnen an der Unterseite des Stromas sich befinden, und zwar liegt jede solche Anlage jedesmal unter einer Spaltöffnung. In dieser Anlage differenziert sich ein dickerer, schraubig gewundener Pilzfaden, dessen Ende aus der Spaltöffnung als ein gerader, ziemlich dicker Faden frei an die Oberfläche hervorragt. An diesem Faden fangen sich die häufig gekrümmten Spermarien und verwachsen und verschmelzen mit ihm. Später werden diese hervorgestreckten Fäden wieder undeutlich und verschwinden; die durch jenen Vorgang befruchtete Perithecienanlage beginnt aber nun sich allmählich zu entwickeln. Der Vorgang ist also als ein Befruchtungsakt anzusehen, der, was die beteiligten Organe anlangt, die größte Übereinstimmung mit demjenigen der Florideen und mancher Flechten zeigt. Der spiralige Faden in den Perithecienanlagen entspricht dem Askogon, aus welchem später die Sporenschläuche durch Sprossung hervorgehen, sein frei hervorragendes Ende der Trichogyne; die Spermogonien aber sind die männlichen Organe, ihre Spermarien keine Sporen, sondern die Befruchtungskörperchen. Während des Winters ruht die Entwicklung der jungen Perithezien; ungefähr im April aber erreichen sie ihre Reife. Bis dahin hat auch das Stroma bemerkenswerte Veränderungen erfahren, durch welche augenscheinlich in vorteilhafter Weise für die Ausfaat der nun allmählich reisenden Sporen gesorgt wird. Der übrige Teil des Blattes ist während des Regens auf dem Erdboden bis dahin meist verweilt, und es sind nur die Stromata übrig geblieben; diese sind jetzt härter, mehr korkartig, braun oder schwärzlich geworden und haben sich meist noch stärker gekrümmt, indem sie kottelförmig oder etwa wie eine Krebschale aussehen und in dieser Form reichlich auf dem Boden liegen unter solchen Bäumen, welche den Pilz im Jahre vorher gehabt haben. Die nach außen gefehrte Konvergenz dieser Körperchen entspricht der morphologischen Unterseite, an welcher die Perithezien angelegt worden und an welcher jetzt die porenförmigen Mündungen derselben gelegen sind, aus denen die reifen Sporen ins Freie gelangen müssen. Das reife Perithecium (Fig. 76 D) hat sich zu einer Höhlung im Stroma erweitert, auf deren Innenwand zahlreiche Sporenschläuche sitzen. Jeder der letzteren enthält acht länglichrunde, einzellige, farblose, 0,009 bis 0,012 mm lange Sporen. Auf welche Weise diese Sporen aus den auf dem Erdboden liegenden Stromaten befreit und behufs Infektion des neuen Laubes in die Höhe gelangen, war zunächst weder mir noch Jisch klar geworden. Nachträglich habe ich diesen Vorgang genau ermittelt<sup>1)</sup>. Die Sporen werden durch einen eigentümlichen Mechanismus aus den Mündungen des Perithecium mit Gewalt herausgepriesst. Die Sporenschläuche erreichen ihre Reife nicht gleichzeitig, sondern einer nach dem andern. In dieser Aufeinanderfolge wachsen sie mit ihrem Scheitel in den Poren des Peritheciums von innen hinein; sie befinden sich dann im höchsten Zustande der Turgeszenz, der endlich ein plötzliches Aufplatzen am Scheitel bedingt, wodurch der Inhalt des Sporenschlauches aus der Perithecium-Mündung herausgeschleßt. Wenn ich in einiger Höhe über angefeuchteten Stromaten eine Glasplatte anbrachte, so wurden die Sporen reichlich an der Unterseite

<sup>1)</sup> Die jetzt herrschende Krankheit der Süßkirschen im Altlande. Landwirtsch. Jahrbuch 1887.

der Platte angeworfen, wo sie kleben bleiben und unter dem Mikroskope erkannt werden konnten. Die Sporen werden also thatsächlich von den am Boden liegenden Pilzförpern in die Luft emporgeschossen, wo sie dann natürlich durch die Luftströmungen auch passiv nach den Blättern des Baumes getragen werden. Durch Auslegen pilzbehafteter Herbstblätter unter junge Pflaumenbaumpflanzten im Frühlinge ist mir auch wiederholt mit Leichtigkeit und Sicherheit die Infektion gelungen, sowohl wenn die Pflanzten unter Glasglocken gehalten wurden als auch wenn ich den Versuch im Freien vornahm. An fast allen Blättern solcher Pflanzten kamen im Juli die charakteristischen roten Polystigma-Flecke zur Entwicklung. Auch mikroskopisch konnte ich die Infektion verfolgen. Die Sporen sind nach Befreiung aus den Ascis sofort keimfähig; auf Wasser oder sonst auf feuchter Unterlage treiben sie einen kurzen Keimschlauch, der an seiner Spitze zu einer Anschwellung wird, die den ganzen Inhalt der Spore aufnimmt, sich durch eine Quermwand abgrenzt und bräunliche Farbe annimmt; es ist ein Haftorgan (Appressorium), welches der Unterlage dicht anliegt und wenn diese ein Pflaumenblatt ist, einen schlauchartigen Fortsatz durch die Außenwand der Epidermiszelle treibt, welcher dann zu dem endophyten Mycelium heranwächst. Am 24. April mit Sporen infizierte Blätter hatten am 20. Mai gelbliche oder rötliche Flecke an den besetzten Stellen bekommen und zeigten am 30. Mai bereits die ersten Spermogonien in dem inzwischen zum Stroma erstarrten Pilze. Die Krankheit wird also jedes Jahr von neuem durch direkte Sporeninfektion erzeugt. Ein Perennieren des Myceliums in den Zweigen des Baumes findet nicht statt, wie ich gezeigt habe; das Mycelium bleibt auf die roten Flecke in den Blättern beschränkt.

Die Krankheit ist für den Baum jedenfalls nachtheilig. Man sieht oft Pflaumenbäume, deren ganzes Laub rothetig ist. Zwar bleiben die abgefallenen Blätter ziemlich lange lebend am Baume, aber die zahlreichen großen Flecke an und für sich verkleinern den grünen Teil der Blattfläche und beeinträchtigen somit die Assimilation.

Nach der jetzt vollständig bekannt gewordenen Lebensweise des Pilzes beruht die Bekämpfung der Krankheit auf der Vernichtung der pilzbefallenen alten Pflaumenblätter, durch welche allein der Pilz von einem Jahre auf das andre sich fortpflanzt. Also Zusammenheften des abgefallenen Herbstlaubes unter den Bäumen und Verbrennen desselben oder frühes Umgraben des Bodens unter den Bäumen vor dem Laubausbruch, um die dajelbst liegenden Blätter und Stromata unschädlich zu machen.

2. *Polystigma ochraceum* (Wahlenb.) Sacc. (*Polystigma fulvum* Tul., *Dothidea fulva* Fr.), auf den Blättern von *Prunus Padus* dem vorigen Pilze fast ganz gleiche, aber lebhaft orangegelbe Flecke bildend, häufiger in den Gebirgsgegenden als im Tieflande. Die Entwicklung des Pilzes dürfte mit derjenigen des vorigen ganz übereinstimmend sein. Nach Cornu<sup>1)</sup> soll derselbe Pilz auch auf den Mandelbäumen in Südfrankreich auftreten.

## II. *Gnomonia* Ccs. et de Not.

Die Perithectien sitzen ebenfalls gesellig in fleckenförmigen Stellen von Blättern, jedoch ohne deutliche Stromabildung, vielmehr jedes

<sup>1)</sup> Compt. rend. 1886, pag. 981.

mit eigener, dunkelbraun gefärbter Perithecienwand umgeben, welche an der Blattoberfläche mittelst einer cylindrischen, schnabelförmig verlängerten Mündung hervorragt (Fig. 79). Die Sporenschläuche sind denen der vorigen Gattung ziemlich ähnlich, ohne Paraphysen, mit am Scheitel ringsförmig verdickter Haut, und enthalten ebenfalls je acht länglich ei- oder keulenförmige, ein- oder zweizellige farblose Sporen, welche bei der Reife ebenso wie bei der vorigen Gattung ausgepriesst werden. Die Perithecien reifen meist erst am abgestorbenen Blatte; bei einigen Arten gehen denselben amnoch lebenden Blatte Spermogonien voraus, welche in einem bekannten Falle ebenso wie bei der vorigen Gattung als männliche Befruchtungszellen fungieren. Trotz gewisser Verschiedenheiten ist die natürliche Verwandtschaft dieser Gattung mit der vorigen eine sehr innige. Bisher sind freilich von den Mykologen eine Menge Formen in diese Gattung gestellt worden, die vielleicht in ihrer Entwicklungs- und Lebensweise, die noch unbekannt ist, weiter abweichen. Von den meisten Formen kennt man nur die auf abgestorbenen Pflanzenteilen zu findenden Perithecien. Ob diesen ein parasitärer Zustand bei Lebzeiten des Pflanzenteiles vorausgeht, ist unbekannt. Wir führen hier nur die sicher als parasitär erkannten Formen an und bemerken, daß die mit einzelligen Sporen versehenen Arten von Saccardo als *Gnomoniella* unterschieden werden, doch ist oft die Scheidewandbildung unendlich und unsicher.

Blattflecke der  
Säpfrischen.

1. *Gnomonia erythrostoma* Fockel (*Sphaeria erythrostoma* Pers.).

Die Ursache der Blattkrankheit oder Blattflecke der Säpfrischen. Über die Entwicklungsgeschichte dieses Pilzes und über die Krankheit, die er verursacht, sind von mir Untersuchungen veröffentlicht worden<sup>1)</sup>, denen die folgenden Angaben entnommen sind. Bei dieser Krankheit bekommen die erwachsenen Blätter im Laufe des Sommers Flecke etwa von der Größe eines Fünfpennigstückes oder noch größer, die jedoch anfangs nur wenig bemerkbar sind, weil sie nur durch einen etwas mehr gelbgrünen Farbenton von dem übrigen Blatte sich abheben, und lange Zeit frisch bleiben. Man findet in diesen Blattpartien ein endophytes Mycelium, bestehend aus sehr dicken, schlauchförmigen, hier und da mit Querrändern versehenen Fäden, welche sich zwischen den Mesophyllzellen verbreiten und sich dicht an dieselben anlegen. Seltener und namentlich bei Infektion jüngerer Blätter erscheint die Krankheit in Form kleiner, aber rasch trocken und bräunlich werdender Spritzflecken in dem im übrigen grün bleibenden Blattkörper; und auch hier läßt sich das Pilzmycelium in dem toten Blattfleck nachweisen. Die Spermogonien entstehen in den gewöhnlichen, lange frisch bleibenden Flecken erst im Laufe des Juli und August, und zu dieser Zeit tritt auch der Blattfleck durch Gelb- oder Bräunlichwerden, also durch den Beginn des Absterbens scharfer hervor. Die Spermogonien stehen zahlreich und zerstreut

<sup>1)</sup> Die jetzt herrschende Krankheit der Säpfrischen im Altenland. Berlin 1887. Separatabdruck aus Landw. Jahrbücher 1887.

auf der Unterseite der Blattoberfläche, als 0,07—0,09 mm große, runde Säckchen, welche unmittelbar unter der Epidermis sitzen. Wegen ihrer Kleinheit sind sie nur mit der Lupe deutlich als kleine hellbräunliche Pünktchen zu erkennen. An ihrem Scheitel zerreißt ihre Wand unregelmäßig und läßt eine Menge von Spermarien hervorquellen, welche 0,014—0,016 mm lang sind und in der fisch- oder hakenartig gekrümmten fadenförmigen Gestalt sehr denen von *Polystigma* gleichen. Mit der letzteren haben sie auch die gleiche physiologische Bedeutung; es sind nämlich Befruchtungszellen, welche mit trichogynartigen Pilzfäden kopulieren, die zahlreich ringsum jedes Spermogonium aus den Spaltöffnungen der Epidermis um die Zeit hervorgestreckt werden, wo die Spermogonien reif sind, d. h. ihre Spermarien austreten lassen. Jede solche Trichogyne entspringt von einem kleinen Knäuel von Pilzfäden, welcher unmittelbar unter der Spaltöffnung liegt; er stellt die Anlage des zukünftigen Peritheciums dar und entwickelt sich, infolge der Befruchtung zu einem solchen. Auch hier geschieht diese Perithezien-Entwicklung während der Zeit vom Spätsommer bis zum nächsten Frühling, aber die Verhältnisse weichen von denen bei *Polystigma* insofern ab, als die pilzbehafteten Blätter hier nicht vom Baume abfallen, sondern mit ihren Stielen, die sich dann hakenförmig umkrümmen und nicht abbrechen, fest an den Zweigen auf dem Baume sitzen bleiben. Die kranken Bäume bieten daher, besonders wenn die meisten ihrer Blätter befallen sind, während des Winters ein eigentümliches Bild dar; sie tragen ihre braunen, vertrockneten Blätter an den Zweigen und sehen aus, als wenn ein Feuerbrand über sie gegangen wäre. Durch das Sitzenbleiben an den Zweigen im Winter verrät sich aber auch jedes einzelne pilzbehaftete Blatt, denn die gesunden fallen regelmäßig ab. Selbst im Frühling, wenn das neue Laub erscheint, sitzen noch alle verpilzten Herbstblätter an den Zweigen und trocken den stärksten Winden. Die Reifung der Perithezien vollzieht sich also hier an der Luft, nicht auf dem Erdboden, wie bei *Polystigma*.



Fig. 77.

Winterzweig eines Kirschbaums mit sitzenden, verpilzten Blättern, welche Perithezien von *Gnomonia erythrostroma* tragen.

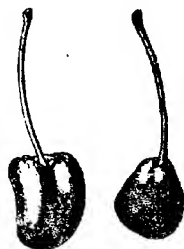


Fig. 78.

Von *Gnomonia erythrostroma* befallene und verkrüppelte Kirschen.

In dieser Beziehung erweitert

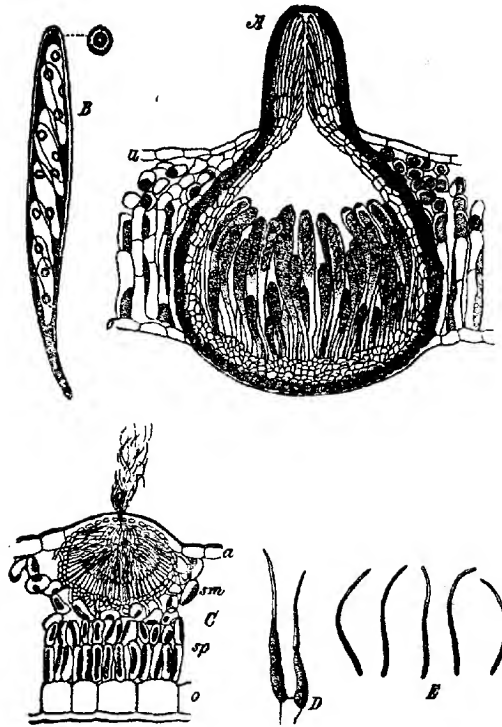


Fig. 79.

**Gnomonla erythrostoma.** A ein reifendes Perithecium in einem überwinternten Kirschblatte im Frühling. Die halsförmige Mündung ragt über die Epidermis der Blattunterseite u hervor; o Blattoberseite. Im Grunde der Peritheciumhöhle die Sporenschläuche, 260fach vergrößert. B ein Sporenschlauch mit acht Sporen, 660fach vergrößert. Oben die ringförmige Membranverdickung des Sporenschlauches, welche zur Ekulation der Sporen beihilflich ist, zur Seite in der Scheitelansicht gesehen. C Durchschnitt durch ein noch lebendes Blatt im Sommer mit einem Spermatogonium, welches durch die Epidermis der Blattunterseite a Spermatien nach außen ausströmt; o Epidermis der Blattoberseite, sp Ballfadenparenchym, sm Schwammparenchym. 260fach vergrößert. D Spermatien abströmende Fäden aus der inneren Wandbekleidung des Spermatogoniums. E isolierte Spermatien. D und E 660fach vergrößert.

sich aber das Hängenbleiben des Blattes als ein für den Pilz äußerst vorteilhafter Umstand. Das Blatt wird dadurch vor den raschen Zersetzungen, die es beim Liegen auf dem feuchten Erdboden bis zum Frühjahr erleiden würde, geschützt, denn die abgefallenen Kirschblättler sind bis zum Frühling verweselt, während die an den Zweigen verbliebenen noch kaum verändert sind. Damit hängt es aber auch anderseits zusammen, daß *Gnomonia erythrostoma* kein Stroma wie *Polystigma* in der Blattmasse entwickelt; hier sitzen in der letzteren die Perithezien unmittelbar; sie würden also durch die Verwesung der Blattmasse am Boden aus dieser gelöst werden und verloren gehen. *Polystigma*, welches seine Blätter abfallen läßt, muß für die Erhaltung seiner Perithezien durch die Entwicklung eines resistent bleibenden Stromas sorgen. Nun ist aber das Sitzbleiben der Kirschblättler auch ein Werk des Pilzes, wie ich nachträglich nachgewiesen habe<sup>1)</sup>. Es ist nicht die bloße Folge des vorzeitigen Absterbens und Trockenwerdens des Blattes, sondern die Trennungsschicht im Grunde des Blattstieles gebildet ist, sondern die Myceliumfäden des Pilzes dringen in jedem pilzbefallenen Blatte bis in den Stiel desselben rückwärts, durchwuchern denselben so reichlich, daß sie mit den Zellen desselben zu einem munitenartig erhärtenden Gewebe sich vereinigen, also ein Stroma bilden, so daß man also sagen kann, die Bildung eines Stromas, in welchem allerdings keinerlei Perithezien des Pilzes gebildet werden, ist hier in den Blattstiel verlegt, im Einklange mit den andern biologischen Verhältnissen der *Gnomonia*. Keine Winterkälte vernichtet den Pilz in den Blättern, er reißt sicher seine Perithezien im Frühling, aber erst gegen Ende April, also zur Zeit, wo das neue Laub erscheint, erreichen die Perithezien ihre Reife, indem sie jetzt erst fertige Sporen enthalten. Dem unbewaffneten Auge erscheinen sie als zahlreiche schwarze Pünktchen, welche auf dem ehemals kranken Blattpfleck zerstreut stehen. Ein reifes Perithecium nimmt den ganzen Längsdurchmesser des Blattes ein, etwa 0,3 mm im Längsdurchmesser, von der Form einer Flasche, deren runder, braungefärbter Bauch in der Blattmasse sitzt und deren cylindrisch verlängelter, rötlichbrauner Hals an der Unterseite des Blattes ziemlich weit hervorragt (Fig. 79 A). Im Grunde des Bauches sitzen zahlreiche Sporenschläuche, ohne Paraphysen, jeder mit acht ellipsoidisch eiförmigen, 0,014–0,016 mm langen, einzelligen, farblosen Sporen. Ich habe gezeigt, daß auch hier die Sporen aus den Hälsen der reifen Perithezien ausgespritzt werden, und daß dazu ein Wechsel in den Feuchtigkeitsverhältnissen des Blattes und der Perithezien Bedingung ist, bei anhaltender Trockenheit also beeinträchtigt wird, ferner daß die Sporenschläuche nach und nach reifen und zur Sporen-Ejakulation kommen, und daß dies bis weit in den Sommer hinein fortgeht. Da die alten Blätter sich befinden, so wird durch hier in unmittelbarer Nähe der neuen Blätter sich befinden, so wird durch das fortbauernde Ausgehen der Sporen in die Luft die Infektion eine sehr ausgiebige. Auch die Infektion selbst ist von mir verfolgt worden. Die Sporen keimen auf feuchter Unterlage schon nach fünfzehn Stunden; sie treiben einen Keimschlauch, der oft mit erweiterten, sich bräunenden Ausfaltungen (Appressorien) an der Unterlage sich anlegt. Erfolgt die Keimung auf einem Kirschblatte oder einer Kirsch, so bohrt sich der

<sup>1)</sup> Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten I. 1891, pag. 17.



Reimschlauch, meist unmittelbar nach seinem Austritten aus der Spore durch die Außenwand in die Epidermiszelle ein.

Das Mycelium des Pilzes ist auf die Blätter, beziehentlich auf die Früchte beschränkt; es dringt nicht in die Zweige ein und perenniert also auch nicht in denselben. Der einzig mögliche Weg der Wiederentstehung der Krankheit in jedem Jahre liegt also in der Reinfektion vermittelt der Sporen, welche in den überwinterten Peritheecien alljährlich erzeugt werden.

Der Charakter dieser Krankheit liegt einestheils in der Beschädigung der grünen Blätter. Wenn der größte Teil des Laubes alljährlich in dieser Weise erkrankt, so leidet darunter der Gesundheitszustand des ganzen Baumes; allmählich zunehmendes Absterben der Äste, die wegen der Störung des Blattapparates nicht mehr genügend ernährt werden, schreitet immer weiter fort und kann den Baum zum Absterben bringen. Besonders verderblich wird der Pilz aber dadurch, daß er auch die Kirschfrüchte kurz vor der Reife befällt, wodurch das Fruchtfleisch in seiner Ausbildung behindert wird, die Kirschfrüchte verkrüppeln (Fig. 78), oft aufspringen und verderben und unversäuflich werden. Letzterer Schaden ist besonders dann zu erwarten, wenn der Pilz bis zu hochgradiger Laubbefallung gekommen ist, wie bei dem gleich zu erwähnenden epidemischen Auftreten der Krankheit. In so erkrankten Kirschfrüchten konnte ich ebenfalls das Mycelium der *Gnomonia* nachweisen; Spermogonien bildet der Pilz jedoch hier nicht, natürlicherweise auch keine Peritheecien.

Der Kirschblattpilz wächst nur auf den Südkirschbäumen, die Zauerkirchbäume sind dagegen immun und selbst bei stärkstem Auftreten des Pilzes auf den Südkirschen völlig gesund. Auch an den Pfropfungen einer Art auf die andre markiert sich dies auffallend.

Der Pilz ist in Europa weit verbreitet<sup>1)</sup>, tritt jedoch meistens nur vereinzelt an den Blättern auf und macht dann keinen bemerkenswerten Schaden. Daß er aber zu einer großen, verderblichen Epidemie sich entwickeln kann, beweist der von mir näher untersuchte Fall im Altenlande. In diesem ca. 2½ Quadratmeilen umfassenden, im Marschgebiete an der Unterelbe zwischen Harburg und Stade gelegenen, fast ausschließlich Obstbau treibenden Lande hatte sich die Krankheit seit dem Jahre 1879 alljährlich immer weiter ausgebreitet und derart verstärkt, daß bis 1886, wo ich die Untersuchung begann, die Kirschbäume, welche dort in vielen Obsthöfen fast das einzige Obst sind, dem Untergange entgegen zu gehen schienen. Fast kein einziges Blatt fiel mehr im Herbst ab, und die Kirschenernte war wegen des Mistratens fast aller Früchte jedes Jahr fast vernichtet. Die Erklärung dafür, daß der ziemlich verbreitete Pilz im Altenlande zu einer solchen Epidemie sich entwickeln konnte, liegt erkennbar darin, daß die Bedingungen für seine Entwicklung dort ungemein günstige sind: das feuchte Seeklima, die Feuchtigkeit des Bodens, welche durch die stets mit Wasser sich füllenden Gräben, die die Ackerstücke durchziehen, bedingt wird, sowie die dichte Stellung der Obstbäume, welche ein abgeschlossenes Laubdach über den Ackerflächen bilden; zweitens aber auch dadurch, daß gegen die einmal aufgekommene Epidemie keinerlei Maßregeln ergriffen wurden.

Das sichere Mittel zur Bekämpfung und Ausrottung des Pilzes liegt darin, daß die auf den Bäumen den Winter über sitzen bleibenden, pilz-

<sup>1)</sup> Bergl. Franf, in Hedwigia 1888, pag. 18.

behafteten Blätter vor Beginn des Laubausspruches abgepflückt und verbrannt werden, um die Perithezien des Pilzes zu zerstören. In der Altenlande Salinität wurde diese von mir angeordnete Maßregel durch polizeiliche Verfügung systematisch im ganzen Lande durchgeführt. Schon nach dem ersten Jahre zeigte sich der Erfolg auffallend<sup>2)</sup>, und nach dem zweiten Jahre waren überhaupt nur noch mit Mühe einzelne sitzengebliebene Blätter im Winter an den Bäumen zu finden, die kirchenernte aber seit acht Jahren zum erstenmal wieder reichlich und gesund.

2. *Gnomonia leptostyla* Ces. et de Not., erzeugt auf den Blättern des Walnußbaumes rundliche oder unregelmäßige, graubraune Flecke. Walnußbaum. Der Pilz bildet an der Blattunterseite Conidienträger in braunen Häufchen mit 0,020—0,025 mm langen, spindelförmigen, gekrümmten, an den Enden zugespitzten, zweizelligen, farblosen Conidien (die als *Marsonia Juglandis* Loh. bezeichnete Form). Später bilden sich an der Unterseite die dicht und zahlreich in der Blattmasse ohne Stroma nistenden schwarzen, mit feinen, dick cylindrischen Hälften aus der Epidermis hervorragenden Perithezien; die Ascosporen sind ungleichseitig spindelförmig, zweizellig, farblos, 0,017 bis 0,021 mm lang. Die Entwickelungsgeschichte dieses Pilzes ist nicht bekannt.

3. *Gnomonia fimbriata* Awd. (*Sphaeria fimbriata* Pers., *Gnomoniella fimbriata* Sacc., *Mamiania fimbriata* Ces. et de Not.), auf kranken Blättern lebender Blätter von *Carpinus Betulus* im Spätsommer. Die Perithezien treten auf der Unterseite des Blattes als halbkugelige, glänzend schwarze Höcker von fast  $\frac{1}{2}$  mm Durchmesser hervor, welche einzeln, häufiger in kleinen Gruppen dicht beisammen stehen. Jedes hat an der Spitze einen nadelförmigen Hals, welcher an seinem Grunde von weißen Franzen, den Resten der Epidermis des Blattes umgeben ist. Rings um jedes Perithecium oder um die Gruppen derselben ist die Blattmasse gebräunt, und dies rührt von einer wirklichen Stromabildung her, welche aus einer braunen, pseudoparenchymatischen Rindenschicht und einem hellen Innengewebe besteht. Die Perithezien reifen erst im folgenden Frühling. Die Sporen sind eiförmig, elliptisch, nahe dem unteren Ende mit einer Quertwand versehen, farblos, 0,009—0,011 mm lang. Auch von diesem und den folgenden Pilzen ist die Entwickelung noch nicht verfolgt worden.

4. *Gnomonia Ostryae* de Not., auf der unteren Blattseite von *Ostrya carpinifolia* in Italien. Auf *Ostrya*.

5. *Gnomonia Coryli* Awd. (*Sphaeria Coryli* Batsch, *Gnomoniella Coryli* Sacc., *Mamiania Coryli* Ces. et de Not.), auf Blättern von *Corylus Avellana*, der *Gnomonia fimbriata* sehr ähnlich; Sporen einzellig, oblong-eiförmig, 0,008—0,009 mm lang. Für den Spermatogonienzustand wird *Leptothyrium Coryli* Fockel gehalten. Auf *Corylus*.

6. *Gnomonia amoena* Fockel (*Gnomoniella amoena* Sacc.), auf den Blattstielen von *Corylus Avellana*.

7. *Gnomonia suspecta* Sacc. (*Plagiostoma suspecta* Fockel), auf der Blattunterseite längs der Nerven von *Quercus*. Auf *Quercus*.

<sup>2)</sup> Über die Bekämpfung der durch *Gnomonia erythrostoma* verursachten Kirschbaumkrankheit im Altenlande. Berichte d. deutsch. bot. Ges., 24. Juli 1887, und Gartenflora 1889, pag. 12.

Auf Quercus.

8. *Gnomonia lirelliformis* Pass., auf den Blättern von Quercus Robur, von der geschädigten Epidermis bedeckt. In Italien.Auf Alnus,  
Betula, Carpinus.9. *Gnomonia tubiformis* Awd. (*Gnomoniella tubiformis* Sacc.) auf Blättern von Alnus, Betula, Carpinus. Peritheccien mit langem Hals. Als jugendlicher Spermogonienzustand wird *Leptothyrium cylindrospermum* Bon., angesehen.

**H. Dothideaceae, oder Pyrenomyceten, welche ein in der Blattmasse gebildetes schwarzes, innen weißes Stroma besitzen, in welchem die Peritheccien ohne eigene Wand, als bloße Höhlungen des Stromas nisten.**

Dothideaceae.

Die hierher gehörigen Pilze sind durch ihr Stroma leicht kenntlich. Dasselbe bildet eine die ganze Dicke der Substanz des Blattes einnehmende, wenig erhabene, tief schwarze, mehr oder weniger glänzende Kruste von unbestimmtem Umriss und verschiedener Größe. Darin befinden sich als Höhlungen ohne eigene Wand die Peritheccien, und zwar, da sie fast die Dicke des Stromas erreichen, meist in einer einfachen Schicht neben einander, als runde Fächer, deren jedes mit einem Porus an der Oberfläche des Stromas mündet. Ihre vollständige Reife erlangen die Peritheccien erst an dem verwelkten oder abgefallenen Blatte im Herbst oder im Winter. Telle, die mit solchen Schorfen behaftet sind, werden bald schneller bald langsamer gelb oder braun und vertrocknen. Über die Entwicklung dieser Pilze aus ihren Sporen sind bis jetzt keine Versuche gemacht worden.

### I. *Phyllachora* Nitzschke und *Dothidella* Speg.

Phyllachora und  
Dothidella.

Das Stroma bildet meist verlängerte oder elliptische, schwarze Flecke auf den Blättern und erscheint durch die Peritheccien oft höckerig. ~~Die Sporen sind einzellig oder zweizellig, eiförmig oder~~ oblong, farblos. Manche neuere Mykologen haben für die Formen mit zweizelligen Sporen die besondere Gattung *Dothidella* aufgestellt; doch ist dieses Unterscheidungsmerkmal mitunter schwierig. Bei manchen Arten hat man auch Spermatien oder Gonidien gefunden, welche in den Höhlungen der jungen Peritheccien gebildet werden sollen, über deren biologische Bedeutung aber nichts bekannt ist. Bei einigen Arten kommen auch Gonidienträger auf der Oberfläche des Stromas vor. Viele Arten sind nur auf abgestorbenen Blättern beobachtet worden; wir führen hier nur die parasitischen auf.

Auf Gräsern.

1. *Phyllachora graminis* Fruekel (*Sphaeria graminis* Pers., *Dothidea graminis* Fr.), auf Grasblättern längliche, schwarze, schwach glänzende, etwas erhabene, an beiden Blattseiten sichtbare Krusten bildend, in denen die Peritheccien noch bei Lebzeiten des Blattes angelegt werden (Fig. 80). Die Sporen sind eiförmig, 0,010—0,013 mm lang. Das Stroma besteht

aus zahlreichen, feinen Pilzfäden, welche zwischen und in den Zellen des Gewebes wachsen und dadurch das letztere mit Ausnahme der Fibrovasalstränge verdrängen, so daß an Stelle des Gewebes das Stroma tritt. Alle Grenzen des letzteren, sowohl die an der Oberfläche des Blattes, als auch die im Innern befindlichen, sind durch eine Schwärzung der Pilzfäden bezeichnet. Die schwarze Grenzschicht liegt innerhalb der Epidermis. Am häufigsten ist dieser Pilz auf *Triticum repens*, dessen befallene Blätter bald gelb werden. In der Regel werden alle Blätter eines Triebes nacheinander fleckig und krank. Außerdem ist der Pilz noch gefunden worden auf *Hirte*, *Festuca*, *Dactylis*, *Bromus*, *Phleum*, auf *Aira flexuosa* (wo das Stroma an den sehr schmalen Blättern eine oder mehrere über einander stehende, ringsum gehende, schwarze Verdickungen bildet), auch auf *Carex* und *Luzula*-Arten, wo aber möglicherweise verschiedene Arten unterscheidbar sein dürften.

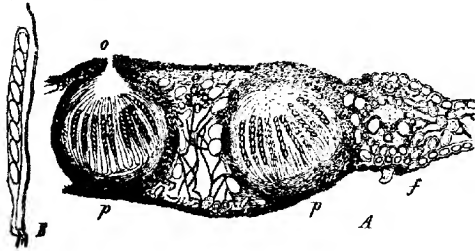


Fig. 80.

**Phyllachora graminis** Fuckel. A Querschnitt durch das in der Blattsubstanz entwickelte, an seiner Oberfläche (dem in der Epidermis liegende Teile) geschwärzte Stroma; der Schnitt ist durch zwei im Stroma neben einander liegende Perithezien pp. gegangen. o Mündung des einen Perithecium. f Sporenschlauch. 200fach vergrößert. B Ein Sporenschlauch und eine Paraphyse aus einem Perithecium. 500 fach vergrößert.

2. *Phyllachora silvatica* Sacc., auf den Blättern von *Festuca* auf *Festuca darinscula* in Italien. Das Stroma ist mehr oblong, schwarzbraun, die Sporen 0,017–0,018 mm lang.

3. *Phyllachora Cynodontis* Nüssl., auf den Blättern von *Cynodon* auf *Cynodon* Dactylon, mit kleinen, mehr rundlichen Stromata und zahlreichen, dicht stehenden Perithezien; Sporen eiförmig, 0,008–0,010 mm lang, gelblich.

4. *Phyllachora Setariae* Sacc., auf *Setaria glauca* in Italien, auf *Setaria* nur unreif bekannt.

5. *Dothidella fallax* Sacc., auf *Andropogon Ichaemum* und *Gryllus* auf *Andropogon* in Österreich und Italien.

6. *Phyllachora Luzulae* Cooke (Sphaeria *Luzulae* Rabenh.), auf Luzula den Blättern von Luzula.

7. *Phyllachora epitypha* Sacc., auf den Stengeln von *Typha* in England, auf *Typha*.

- Auf Convallaria und Veratrum.** 8. *Phyllachora melanoplaca* (Desm.) Sacc., auf den Blättern von *Convallaria* und *Veratrum* in Frankreich und Italien.
- Auf Salix.** 9. *Phyllachora amenti* Rostr., auf den Röhrenstielen und Kapiteln von *Salix reticulata* in Norwegen.
- Auf Betula.** 10. *Dothidella betulina* Sacc., (*Xyloma betulinum* Fr., *Dothidea betulina* Fr., *Phyllachora betulina* Fockel), auf den Blättern von *Betula alba* und in Norwegen und Lapland auch auf *Betula nana* beobachtet, bildet im Spätsommer kleine, rundliche, schwarze, höckerige Schorfe, die oft in unzähliger Menge beisammenstehen oder zusammenfließen, über die ganze Oberseite des Blattes verbreitet. Die Perithezien erreichen ihre Reife erst an den verwehenden Blättern im folgenden Frühling. Die Sporen sind 0,014 mm lang, elliptisch, mit weit über der Mitte stehender Quernwand. Fockel<sup>1)</sup> beobachtete den Pilz an einem Standorte seit acht Jahren alljährlich immer nur an zwei kleinen Bäumen, während die umstehenden gesund waren, was jedoch nicht notwendig auf ein Berennnieren des Myceliums im Baume hindeutet, sondern ebensogut aus einer alljährlichen Infektion durch die am Boden liegenden verpilzten Blättern zu erklären wäre.
- Auf Ulm.** 11. *Dothidella Ulmi* Winter (Sphaeria Ulmi Dur., *Dothidea Ulmi* Fr., *Phyllachora Ulmi* Fockel), an der Oberseite der Blätter der Ulmen im Spätsommer rundliche, verschieden große, oft sehr zahlreiche Klüften bildend. Das befallene Blatt entfärbt sich schneller oder langsamer. Die Perithezien reifen am abgefallenen Laub. Die Sporen sind 0,010–0,012 mm lang, länglich eiförmig, nahe dem unteren Ende mit Quernwand. Winter hält eine als *Pigottia astroidea* Berk. et Br. bezeichneten Pyrenidenform als zu diesem Pilz gehörig.
- Auf Buxus.** 12. *Phyllachora depazeoides* Desm., auf weißen Flecken der Unterseite der Blätter von *Buxus sempervirens* in Frankreich und Belgien.
- Auf Vitis.** 13. *Phyllachora picea* B. et C., auf Zweigen von *Vitis aestivalis* in Nordamerika.
- Auf Aegopodium.** 14. *Phyllachora Podagrariae* Karst. (Sphaeria Podagrariae Roth., *Dothidea Podagrariae* Fr., *Phyllachora Aegopodii* Fockel). Auf bleichen Flecken der Blätter von *Aegopodium Podagraria* bilden sich kleine, schwarze Stromata in unregelmäßigen Gruppen. Darin finden sich anfangs Pyreniden oder Spermogonien, nämlich die als *Septoria Podagrariae* Link bezeichnete Fruchtbildung. Die wahrscheinlich später sich entwickelnden Perithezien sind bisher noch unbekannt; die Stellung des Pilzes in dieser Gattung ist also noch zweifelhaft.
- Auf Heracleum.** 15. *Phyllachora Heraclei* Fockel (*Dothidea Heraclei* Fr.), auf den Blättern von *Heracleum Sphondylium* ebenfalls schwarze Stromata bildend. Auch von diesem Pilze sind zwar Pyreniden (*Septoria Heraclei* Lib.), aber noch nicht die reifen Perithezien bekannt.
- Auf Chaerophyllum.** 16. *Phyllachora Morthieri* Fockel, ähnlich den vorigen Arten auf *Chaerophyllum aureum*, ebenfalls nicht im reifen Zustande bekannt.
- Angelica und Archangelica.** 17. *Phyllachora Angelicae* Fockel, auf *Angelica* und *Archangelica*; auch hier sind nur Conidienträger (*Passalora depressa* Sacc.), und Pyreniden (*Phyllosticta Angelicae* Sacc.), bekannt.
- Schwarzwerden des Klee.** 18. *Phyllachora Trifolii* Fockel (Sphaeria Trifolii Pers., *Dothidea Trifolii* Fr.), verursacht das Schwarzwerden des Klee, eine besonders

1) l. c. pag. 217.

in feuchten Jahren und Lagen nicht seltene Krankheit bei *Trifolium pratense*, *repens*, *hybridum*, *medium*, *alpestre*, *scabrum*. Auf den noch grünen Blättern erscheinen, vorwiegend unterseits, ungefähr runde, bis 1 mm und darüber große, schwarze, glanzlose Flecke in Mehrzahl. Jeder Fleck besteht aus zahlreichen, dicht beisammenstehenden, halbkugelförmigen Polsterchen, welches Gruppen von Conidienträgern sind, die aus dem Innern des Blattes durch die Epidermis hervorbrechen. Die conidientragenden Fäden sind dunkelbraun, ziemlich gerade und durch zahlreiche, in fast gleichen Abständen stehende Einschnürungen, in denen meist Scheidewände sich befinden, fast perlschnurartig gegliedert. Jeder schnürt nur eine Spore auf einmahl an seiner Spitze ab. Die ebenfalls braunen Sporen sind 0,024 mm lang, ei- bis birnförmig, durch eine Scheidewand in zwei ungleiche Zellen geteilt. Dieser Conidienzustand ist mit dem Namen *Polychtricum Trifolii Kze.* belegt worden. Eine Zeit lang bleiben die befallenen Blätter grün, dann vergilben und vertrocknen sie. Gegen den Herbst, während des Absterbens der befallenen Blätter, bildet sich unter den Conidienträgern, welche nun allmählich verschwinden, ein der Gattung *Phyllachora* entsprechendes schwarzes Stroma aus, in welchem zunächst kleine Höhlungen mit Spermarien auftreten, später aber Perithezien erscheinen, welche dicht beisammen stehen und keulenförmige Sporenschläuche mit eiförmigen, 0,010–0,012 mm langen Sporen enthalten. Die Krankheit ist bisweilen dem Klee ziemlich schädlich, ihre Entstehung und die Entwicklungsgeschichte des Pilzes aber sind noch unbekannt. Anbau des Klee in Gemenge mit Gräsern, wie es Kuhn<sup>1)</sup> dagegen anrät, dürfte die Gefahr allerdings vermindern.

19. *Dothidella frigida* Rostr., auf den Stengeln von *Phaca frigida* auf Phaca. in Norwegen und Island.

20. *Dothidella Vaccinii* Rostr., auf den Blättern von *Vaccinium* auf *Vaccinium uliginosum* in Grönland.

21. *Phyllachora Wittrockii* (Erikss.) Sacc., auf Stengeln von *Linnaea borealis* in Schweden.

22. *Phyllachora punctiformis* Fueki, auf *Galium silvaticum*, auf *Galium* nur unreif bekannt.

23. *Phyllachora Campanulae* Fueki, auf *Campanula Trachelium* auf *Campanula* in Frankreich und der Schweiz, nur unreif bekannt.

24. Eine sehr große Anzahl von Arten ist bekannt auf den Blättern der verschiedensten Pflanzen in den Tropen, besonders in Südamerika und Australien<sup>2)</sup>.

## II. *Scirrhia* Nitaschke.

Von vorigen Gattungen nur durch die sehr verlängert linealischen gruppenweise und parallel unter einander angeordneten Stromata unterschieden; die Sporen sind zweizellig. Scirrhia.

1. *Scirrhia rimosa* Fueki (Sphaeria rimosa Alb. et Schw., Dothi- auf Phragmites dea rimosa Fr., *Scirrhia depauperata* Fueki). Auf der Außenseite bleicher Stiele lebender Blattstiele von *Phragmites communis* fand

<sup>1)</sup> Fühlings landw. Zeitg. 1876, pag. 820.

<sup>2)</sup> Bergf. Saccardo, Sylloge Fungorum II. pag. 594, und IX, pag. 1006.

Fuckel<sup>1)</sup> einen Conidienträgerpilz (*Hadrotrichum Phragmites* Fuckel), welcher in dunklen Räschen aus der Epidermis bricht. Diese bestehen aus aufrechten, dichtstehenden, einfachen, dicken Hyphen, die an der Spitze je eine kugelige, einzellige, braune Spore abspindeln. Später am dünnen Blatte entsteht nach Fuckel in den Räschen ein Stroma von der oben beschriebenen Form, in welchem sehr dicht stehend und in einfacher Schicht liegend, zahlreiche Perithezien sich befinden; die Sporen sind 0,017–0,020 mm lang, schwach keulenförmig, mit in der Mitte liegender Scheidewand.

Auf *Agrostis*.

2. *Scirrha Agrostidis* Winter (*Phyllachora Agrostidis* Fuckel, *Dothidea Agrostidis* Sacc.), auf den Blättern von *Agrostis stolonifera* denjenigen des vorigen Pilzes ähnliche schwarze Stromata bildend, denen auch ein ebensolcher Conidienzustand vorausgeht. Die Ascosporen sind 0,024 mm lang, länglich-keulenförmig, mit im oberen Teile befindlicher Querswand.

### III. Homostegia Fuckel.

Homostegia.

Das Stroma ist ebenfalls dem Blatte eingewachsen, mit schwarzer Rinde und braunem aus Hyphengeflecht bestehenden Marke, in welchem die Perithezien mit eigener dicker, schwarzbrauner Wand eingelassen sind. Die Ascosporen sind oblong, mit mehreren Querswänden versehen, braun oder farblos.

Auf *Imbricaria*.

1. *Homostegia Piggottii* Karst., (*Sphaeria homostegia* Nyl., *Dothidea Piggottii* Berk. et Br., *Homostegia adusta* Fuckel), auf den Thallus der Flechte *Imbricaria saxatilis* rundliche oder unregelmäßige schwarze Stromata bildend. Sporen 0,021–0,023 mm lang, braun, einzellig.

Auf *Poa*.

2. *Homostegia gangraena* Winter (*Sphaeria gangraena* Fr., *Sphaerella gangraena* Karst., *Phyllachora gangraena* Fuckel), auf Blättern und Scheiden von *Poa nemoralis* und *bulbosa* schwarze, längliche Stromata bildend, die oft zusammenfließen zu einer ringsum greifenden verdickten Kruste. Die Sporen sind 0,016–0,018 mm lang, verlängert oblong, mit zwei Querswänden, farblos.

**J. Chromopyrenomycetes oder Pyrenomyceten, welche ein rot oder hellgelb gefärbtes, auf der Oberfläche des Pflanzenteiles als Polster oder Lager frei hervortretendes, die Perithezien tragendes Stroma besitzen.**

Chromopyrenomycetes.

Durch die in der Überschrift genannten Merkmale sind die hierher gehörigen Pilze außerordentlich auffallend und leicht kenntlich, bei den parasitären Formen umsomehr als die so beschaffenen Pilzbildungen bereits an der lebenden Pflanze auftreten. Es giebt indessen auch hier neben den vielen saprophyt lebenden Pilzen nur wenige parasitär.

### I. Epichloë Fr.

Epichloë.

Der in diese Gattung gehörige Pilz hat ein hellfarbiges, fleischiges, die Grashalme ringsum scheidenförmig umfassendes Stroma, welches

<sup>1)</sup> l. c. pag. 221.

im jungen Entwicklungszustande an seiner Oberfläche eine Condienbildung und darauf ebenfalls Perithecien entwickelt.

*Epichloa typhina* Tul. (*Sphaeria typhina* Pers., *Polystigma* Kolbenpilz der Gräser.

*typhinum* DC., *Nothidea typhina* Fr.), ist die Ursache einer sehr charakteristischen Krankheit, die man passend als Kolbenpilz der Gräser bezeichnen kann. Sie kommt an verschiedenen Gramineen, besonders am Timotheegras (*Phleum pratense*), und zwar sowohl an der wildwachsenden als an der angebauten Pflanze vor; außerdem beobachtete ich sie an *Dactylis glomerata*, *Poa nemoralis*, *Holcus lanatus*, *Agrostis vulgaris* und *Brachypodium sylvaticum*. An dem jungen, noch nicht blühenden Halme besonnt die Scheide des obersten Blattes, welche die jüngsten Blätter noch umhüllt, ringsum in ihrerganzen Länge und bisweilen noch ein kleines Stück auf der Unterseite der noch nicht völlig ausgebreiteten Blattfläche sich fortsetzend, ein weißliches Aussehen. Von diesem Zeitpunkte an verlängert sich diese Scheide nicht mehr erheblich, bleibt also kürzer als im normalen Zustande, und auch das weitere Wachstum der ganzen von dieser Scheide

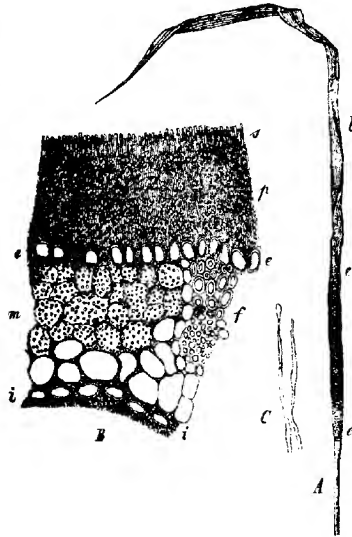


Fig. 81.

**Stroma der *Epichloa typhina*** auf der obersten Blattscheide von *Phleum pratense*. A der obere Teil des ersticken Halmes mit dem letzten entwickelten Blatte b, auf dessen Scheide das Stroma e-e' entstanden ist. B Stück eines Querschnittes durch ein solches Stroma von *Agrostis vulgaris*, m das vom Mycelium durchwucherte Blattgewebe, f Fibrovasalstrang, i i die Epidermis der Innenseite der Scheide, zwischen deren Zellen das Mycelium nach den inneren Teilen der Knospe dringt. e e Epidermis der Außenseite der Scheide, zwischen den Zellen derselben wächst das Mycelium hervor, um sich zu dem Stroma p zu entwickeln, dessen Fäden an der Oberfläche ein conidienabströmendes Hymenium s bildet. 200 fach vergrößert. C Zwei conidienbildende Fadenenden. 500 fach vergrößert.

umhüllten Triebspitze kommt in der Regel zum Stillstand. Nun vergrößert sich die weiße Walze, indem sie etwas länger und verhältnismäßig dicker wird (Fig. 81 A), wobei allmählich ihre Farbe in Goldgelb, endlich in Rot-



braun übergeht. Da nun inzwischen das oberste Blatt, welches zu der erkrankten Scheide gehört, allmählich verwelkt und verbräut, und die eingeschlossene Triebspitze erstickt ist, so trägt der Halm eigentlich nur den beschriebenen Pilzkörper, der daher jedesmal an seiner Basis von dem letzten Halmknoten begrenzt ist, und steht einem kleinen Hohlstolben nicht unähnlich. Seine Größe richtet sich nach der Größe des Grasses; bei *Phleum* und *Dactylis* wird er bis 9 cm lang und 2–4 mm dick, bei *Agrostis vulgaris* ungefähr 1 cm lang und kaum 2 mm dick. Es ist das Stroma des Pilzes, an dessen Bildung der Blattkörper und der Pilz zusammen beteiligt sind. Der Querschnitt durch das sehr junge Stroma (Fig. 81B) zeigt das Zellgewebe sowohl der äußeren Scheide als auch der von ihr umschlossenen jüngeren Teile ziemlich deutlich erhalten, aber alles durchwuchert von einer Menge Pilzfäden, die vorzugsweise zwischen den Zellen wachsen, hier und da auch in dieselben eindringen. Vielfach sieht man die Fäden auch aus der äußeren Scheide in die inneren Teile hinüber wachsen, und stellenweise ist der Raum dazwischen sogar von einer dicht verflochten Masse von Pilzfäden ausgefüllt. Die mächtigste Entwicklung erreicht der Pilz an der Außenfläche der Scheide. Hier durchbrechen die Fäden überall die Epidermis, meist indem sie die Epidermiszellen auseinanderdrängen, und vereinigen sich auf der Außenfläche der Scheide zu einem Pilzgewebe, welches als eine sehr angewachsene, fleischige, weißliche Hülle das Ganze vollständig bedeckt (Fig. 81B). Dieser Pilzmantel wird nun immer dicker, indem die Fäden, welche, obgleich sie dicht mit einander verflochten sind, doch vorwiegend in radialer Richtung stehen, an ihren äußeren Enden wachsen und durch Verzweigung sich vermehren. Auf diese Weise kann dieser Teil den Durchmesser der Blattscheide erreichen. Auch in der letzteren vermehren sich die Pilzfäden, doch bleibt das Blattgewebe ziemlich deutlich erhalten und die Grenze ist immer zu finden an den noch deutlich erkennbaren, in einer Reihe liegenden, nur etwas verschobenen Epidermiszellen. Die äußersten kleinen Ästchen der Fäden des jungen, noch weißen Stroma schnüren kleine, eiförmige, 0,005 mm lange Conidien ab (Fig. 81 B. u. C). Die ganze Oberfläche des Stroma ist daher zunächst ein Lager von Conidien. Später hört die Conidienbildung auf; nun bilden sich auf der ganzen Oberfläche des Stroma dicht neben einander stehende, zahllose, kleine, fast kugelförmige, fleischig weiche, gelbliche Peritheccien, die eine Farbenveränderung des Stroma bedingen und durch die dasselbe wie punktiert erscheint. Sie haben am Scheitel eine porenförmige Mündung und enthalten achtföpfige Schläuche mit fadenförmigen, 0,13 bis 0,16 mm langen, nur 0,0015 mm dicken, farblosen Sporen. Dieselben erreichen bereits im Sommer auf der Pflanze ihre Reife. Die Entwicklung des Pilzes aus Sporen ist noch nicht aufgeklärt. De Bary<sup>1)</sup> hat nachgewiesen, daß das Mycelium vom Grunde der Grasspähne im Halm, und zwar in den Intercellularräumen des Markes emporsteigt. Ob es in den perennierenden Teilen überwintert, ist unbekannt. Die Conidien sind so gleich nach ihrer Reife keimfähig. Was aus ihnen und was aus den Restsporen der Peritheccien wird, weiß man ebenfalls nicht. Der Pilz bewirkt Vereitelung der Blüten- und Fruchtbildung, und die ersticken Halmteile bleiben niedriger als die normalen. Nur einmal fand ich Pflanzen von *Poa nemoralis*, wo trotz des Befalles die Rispe zur vollständigen Entwicklung ge-

<sup>1)</sup> Flora 1863, pag. 401.

kommen war, was offenbar von einer Verspätung der Pilzentwicklung herrührte. Ein Fall epidemischen Auftretens ist zuerst von Kühn<sup>1)</sup> beobachtet worden, wo in einem großen, mit Lимоthegras gemengten Kleeschlag ein Drittel der Pflanzen befallen war. Bei Wolfenstein im Erzgebirge fand ich 1879 die Krankheit über einen großen, mit Lимоthegras bestellten Acker ganz gleichmäßig und so stark verbreitet, daß das Feld zwar obenhin grün erschien, weil dort nur die aufgetragenen gesunden Pflanzen zu sehen waren, aber überall, wo man bereits abgemäht hatte, vom Boden an etwa  $\frac{1}{2}$  m hoch ein gleichmäßiger brauner Gürtel sich zeigte, der schon aus weiter Entfernung ziemlich scharf von dem Grün der höheren Partie abschied und von den zahllosen ersticken Pflanzen herrührte. Bei unsrer Unkenntnis der Entwicklungsweise des Parasiten läßt sich gegenwärtig über die Bekämpfung der Krankheit nichts sagen.

## II. Nectria Fr.

Diese Gattung hat fleischige, hochrote Perithecien, welche einzeln oder häufiger zu mehreren rasenweise beisammen auf der Oberfläche eines ebenso gefärbten kleinen, warzenförmigen Stroma frei aufrisen; sie enthalten Schläuche mit je 8 länglichen, zweizelligen, farblosen Sporen. Als conidientragende Form gehört mit Sicherheit zu diesen Pilzen diejenige, die als Tubercularia beziehentlich Fusidium bezeichnet wird. Dies sind kleine, meist rote oder weiße, wärzchenförmige Stromata, auf deren Oberfläche Conidien abgeknüpft werden. Die Perithecienfrüchte, wenn solche überhaupt gebildet werden, was nicht immer eintritt, folgen ihnen nach, ja nicht selten entstehen auf demselben Stroma, welches anfänglich Conidien abknüpfte, nachher die Perithecien. Viele Formen von Nectria, vorzüglich diejenigen, welchen die Tubercularia vorausgeht, finden wir als Saprophyten auf faulendem Holze. Doch können diese Pilze fakultativ auch wirklich parasitisch die lebenden Gewebe ergreifen und zum Absterben bringen; manche treten daher auch bei gewissen Erkrankungen der Rinde der Holzpflanzen auf.

Nectria

1. *Nectria ditissima* Tul., ist nach R. Hartig<sup>2)</sup> die Ursache einer Rotbucheckrebs. Art des Rotbucheckrebes, der durch ganz Deutschland verbreitet ist, bringt aber auch an Eichen, Hefeln, Eichen, Hainbuchen, Erlen, Ahorn, Birken, Faulbaum, Traubeneichen und Apfelbaum ebensolche Erkrankungen hervor. Sie veranlaßt Krebsgeschwülste (F.d.I. S. 209), die bisweilen in ganzen Beständen die Triebe der befallenen Buchen von unten bis zur Spitze bedecken und sowohl ganz junge als auch bis zu 10 Jahre alte Stammteile ergreifen, in denen auch auf den Zweigen 140 jähriger Buchen vorkommen. Das Mycelium perenniert im Rindengewebe der Krebsgeschwulst und breitet sich in demselben weiter aus, was oft aus verschiedenen Gründen ungleich-

<sup>1)</sup> Zeitschr. des landw. Centralver. d. Prov. Sachsen. 1870. Nr. 12.

<sup>2)</sup> Zeitschr. für Forst- und Jagdwesen, 1877 pag. 377 ff.; referiert in Zsft bot. Jahressber. für 1877, pag. 148: Untersuchungen aus d. forstbot. Jnft. I., pag. 209. Vergl. auch Götthe, Landwirtsch. Jahrb. 1880, pag. 337.

mäßig geschieht, wodurch die Krebsstelle unregelmäßig wird. An den in der Rinde sich verbreitenden Myceliumfäden bilden sich nach R. Hartig zahllose äußerst kleine Conidien, und in der Peripherie der noch in der Ausbreitung begriffenen Krebsstelle treten weiße Conidienpolster zum Vorschein, welche schon von Willkomm<sup>1)</sup> beobachtet und als *Fusidium candidum Link.*, bestimmt worden sind. Die Conidien sind spindelförmig, mit mehreren Querswänden versehen. Später entstehen auf den Polstern die sehr kleinen, tiefroten Perithezien, deren Sporen länglich-elliptisch, 0,012 bis 0,014 mm lang sind. R. Hartig hat Infektionsversuche angestellt, indem er Nectria-Sporen in eine Wunde der Rinde brachte; es entwickelten sich danach an der Infektionsstelle die conidientragenden Fruchtkörper, und nach einigen Wochen traten daselbst Stromata mit Nectria-Frächten auf. Die Conidien keimen schnell und entwickeln schimmelartige Bildungen, an denen wieder ähnliche Conidien, aber mit wenigen Querscheidewänden gebildet werden. R. Hartig und Göthe haben die parasitische Wirkung des Pilzes auch durch Ausfaat der Nectria-Sporen auf andre lebende Teile der Rotbuche, beziehentlich von Birnbäumen zu erweisen gesucht. Auf grünen Blättern hatte dies die Entstehung erbsengroßer, brauner Flecke, auf treibenden Knospen Verflümmung aller Blätter, aber keine weitere Erkrankungen der Triebe zur Folge. Nach R. Hartig gelangt der Pilz in das Rindengewebe nur durch Wundstellen, besonders an Hagelstellen, welche, wenn sie von Sporen des Pilzes infiziert werden, nicht durch Überwallung heilen, sondern Absterben und Bräunung der Rinde allseitig fortschreiten lassen. Im Laufe der Jahre erscheint die kranke Stelle vertieft, weil in der Umgebung das Dickenwachstum fortlebt und wie gewöhnlich oberhalb von Wunden noch gesteigert wird. Auch Wunden in der Gabel zweier Äste sind oft Ausgangsstellen. Nach R. Hartig tritt der Pilz auch gern in Gemeinschaft mit verschiedenen Baumläusen, besonders mit *Lachnus essicacator* und *Chermes Fagi* auf, wo sich sein Mycelium in der durch diese Thiere befallenen Rinde rasch verbreitet und sie zum Absterben bringt. R. Hartig vermutet, daß unter gewissen Umständen das Mycelium aus der Rinde auch in den Holzkörper gelange, in welchem es aufwärts wandert hier und da von innen in das Rinden- und Cambiumgewebe gelange und auf diesem Wege Krebsstellen, also ohne äußere Verwundung erzeuge. Damit soll die Erscheinung in Zusammenhang stehen, daß einzelne Baumindividuen mit Krebsstellen überjät sind, während die Nachbarbäume ziemlich verschont sind. Oft kommt dieser Krebs nach einer Reihe von Jahren zum Stillstand und kann dann durch Überwallungen völlig zuwachsen. Die beschädigten Buchenstämmen bleiben in der Regel am Leben und geben Brennholz. R. Hartig empfiehlt daher bei Durchforstungen die Krebsstämmen zwar möglichst wegzuhauen, widerrät jedoch eine vollständige Entfernung aller Krebsstämmen, wenn dadurch der Bestand wesentlich durchlöchert werden würde.

ist verschiedenen  
Laubholzgeen.

2. *Nectria cinnabarina Fr.* (*Sphaeria cinnabaria Tode*). Dieser Pilz ist auf den verschiedensten Laubholzstämmen und Sträuchern außerordentlich häufig, besonders an den durch Frost getöteten Ästen und Zweigen und an abgestorbenen Aststumpfen, wo im Herbst oder erst im nächsten Frühjahr aus der Rinde der abgestorbenen Teile die zinnoberroten Conidienpolster in

<sup>1)</sup> Die mikroskopischen Feinde des Waldes 1866. I. pag. 101.

großer Zahl neben einander zum Vorschein kommen, welche unter dem Namen *Tubercularia vulgaris* Tode bekannt sind. Die Conidien derselben sind oval, einzellig. Später kommen oft die noch dunkler rot gefärbten, in dichten Massen stehenden Perithezien zur Entwicklung. Die Sporen derselben sind länglich, gerade oder schwach gekrümmt, 0,012–0,020 mm lang. Nach den Infektionsversuchen von H. Mayr<sup>1)</sup> kann dieser Pilz aber auch saprophyt auftreten, besonders an Acer, Aesculus, Tilia, Alnus, Robinia, Ulmus, Spiraea etc., an Astwunden, sowie an Wurzelwunden, die beim Verpflanzen entstehen. Sein Mycelium wächst dann in den Gefäßen des Holzkörpers, dringt auch in alle andern Organe des Holzkörpers ein, das Stärkemehl in demselben zerkleinernd und Schwärzung des Holzkörpers bedingend, verschont aber Cambium und Rinde, in die er erst eindringt, wenn dieselben abgestorben sind. Der so verpilzte Holzkörper verliert die Saftleitungsfähigkeit, so daß die Blätter vorzeitig vertrocknen und abfallen. Die durch die roten Pilzpolster kenntlichen befallenen Äste und Zweige sind zurückschneiden und die Schnittflächen zu theeren.

3. *Nectria Cucurbitula* Fr. (*Sphaeria Cucurbitula* Tode) auf der Rinde der Fichten, seltener der Tanne und Kiefer. Besonders auf den Stellen, welche durch den Rindenwülfler (*Grapholitha pactolana*) angegriffen sind, seltener auf Hagelschlagstellen und andern Wunden dringt der Pilz nach R. Hartig<sup>2)</sup> in die Rinde ein und verbreitet sich namentlich in den Ziebröhren und in den Interzellularräumen zwischen denselben, das gesunde Gewebe allmählich tödtend und bräunend. Unter den Quirlzweigen nimmt die Krankheit häufig ihren Anfang, und wenn ein solcher Stamm nicht dick ist, so vertrocknet auch der Holzkörper, worauf Gipfelbüsche eintritt. Ist die Rinde nur einseitig befallen, so vertrocknet sie dabelst schon im Anfange des Sommers, besonders wenn sie der Sonne exponiert ist. Oft grenzen sich die gesund gebliebenen Teile durch eine Korfschicht von dem getötenen Gewebe ab, wodurch das Weiterwachsen des Parasiten verhindert wird. Auf dem erkrankten Rindenkörper erscheinen die Fructifikationen des Pilzes nur dann, wenn er feucht erhalten bleibt, wie es an den unteren Rindenportionen der Fall ist, während an den dünnen Gipfeln oft keine Spur davon zu finden ist. Etwa steinadelfopfige, weiße oder gelbliche Stromapolster brechen durch die äußeren Korfschichten hervor. Sie tragen zuerst Conidien, von denen es gekrümmte, langspindelförmige und kleine, fast kugelige giebt. Später bilden sich auf ihnen zahlreiche rote, rundlich korbisförmige Perithezien, deren elliptische, 0,014 mm lange Sporen im Winter oder Frühjahr ausgestoßen werden. Nach R. Hartig vermindert sich mit dem Verschwinden des Rindenwülfers die Krankheit, die in den Fichtenschomungen durch Absterben der Gipfel großen Schaden macht, während nur von der Motte befallene Fichten fast niemals zu Grunde gehen. Ansbich und Verbrennen der vom Pilz befallenen getötenen Gipfel ist anzuraten.

4. *Nectria Pandani* Tul., soll nach Schröter<sup>3)</sup> eine Stammfäule der Pandaneen veranlassen. Ein großes Exemplar von *Pandanus odoratissimus* des Breslauer botanischen Gartens wurde von einer Fäule ergriffen, wie solche ähnlich schon mehrfach an Pandaneen in den

<sup>1)</sup> Über den Parasitismus von *Nectria cinnabarina*. Untersuchungen aus d. forstbot. Inst. III. 1882.

<sup>2)</sup> Untersuchungen aus dem forstbotan. Inst. I. pag. 88.

<sup>3)</sup> Cohn, Beitr. z. Biologie d. Pil. I., pag. 97.

Glasshäusern beobachtet wurde. Überall begann die Krankheit nahe unter dem Aufsatze der Blätterkrone der Zweige als eine Erweichung des Gewebes und schritt von da aus abwärts, während unmittelbar unter den Kronen der Stamm gesund blieb. Unter dieser Demarkationslinie drang die Erweichung durch den ganzen Stamm hindurch, so daß die Krone sich wankelte. In dem gebräunten und erweichten Gewebe war ein Pilzmycelium verbreitet, bestehend aus vielverzweigten, zwischen den Zellen wachsenden Hyphen. An der Oberfläche des Stammes erschienen die Früchte des Pilzes, und zwar auch schon an tiefer gelegenen Stellen, die die Krankheit noch nicht zeigten, so daß letztere erst nach dem Auftreten des Pilzes sich einstellte. Die Früchte sind dunkelgraue, ähnlich wie Kenticellen durch eine Spalte der Oberhaut hervorstechende, meist etwas in die Breite gezogene Warzen, in denen eine oder mehrere Kammern sich befinden, auf deren Wand eine Schicht von Basidien steht, welche länglich-elliptische, einzellige, anfangs farblose, später graugrüne Sporen abspinnen. Durch eine am Scheitel liegende Öffnung werden diese in Schleim eingehüllt ausgefloßen und sammeln sich als schwarzgrüne Schleimmassen an der Oberfläche. In diesen Früchten erkennt Schröter das *Melanconium Pandani* Lév. Außerdem fand er bisweilen eine ähnliche Frucht, welche die Sporen in weißen Haufen austieß, die sich an der Luft schwärzten, wobei die Sporen schwarzgrüne Farbe annahmen und zweizellig wurden, und welche einer *Stilbospora* entsprach. Er hält sie nicht für eine Angehörige jenes Pilzes. Wohl aber wird eine *Nectria*frucht, welche in orangefarbenen Krusten, bestehend aus kugelförmigen, auf gemeinschaftlichem Stroma sitzenden Peritheciis mit elliptischen, 0,010–0,011 mm langen zweizelligen Sporen an dem abgestorbenen Pandanus mit großer Regelmäßigkeit dem *Melanconium* folgte, für die vollendete Ascosporenfrucht des letzteren gehalten. Diese Behauptung ist jedenfalls unerwiesen, und bei der Häufigkeit, in welcher *Nectria*arten sich an faulenden Pflanzenteilen zeigen, und weil *Melanconium* als Vorform von *Nectria* ohne gleichen ist, sogar wenig wahrscheinlich. Saccardo hält die *Nectria* für einen Parasiten auf dem *Melanconium*. Als unabweisbaren Vorläufer von *Nectria* dagegen wurde von Schröter bei dieser Fäule oft *Tubercularia* gefunden, manchmal auch schimmelartige Conidienträger, von der Form eines Verticillium, mitunter auch in der Form von Stilbum, d. h. mehrere Conidienträger zu säulenförmigen Körpern verbunden.

Gleichen-  
bewohnende  
*Nectria*-Arten.

5. Gleichenbewohnende *Nectria*-Arten a. *Nectria lichenicola* Winter, (*Cryptodiscus lichenicola*, *Ces. Nectriella carnea* Fuckel), bringt nach Fuckel<sup>1)</sup> auf dem lebenden Thallus der Hundsflechte (*Peltigera canina*) misfarbige Flecke hervor, auf denen Conidienstromata und Peritheciis des Pilzes vegetieren. Über das Verhalten des Myceliums ist nichts mitgeteilt. Die Conidienträger stellen das auf Flechten seit langer Zeit bekannte *Uloporium carneum* Fr. dar, kleine, fleischrote, pulverig zerfallende Sporenhäufchen. Die eirunden, an der Spitze mit konischer Öffnung versehenen Peritheciis kommen mit jenem in Gesellschaft vor, oft unmittelbar unter ihnen hervortretend. Sie enthalten achtförmige Schläuche mit länglich eiförmigen, stumpfen, zweizelligen, farblosen Sporen.

b. *Nectria Fuckelii* Sacc. (*Nectriella coccinea* Fuckel) samt der Conidienform *Uloporium coccineum* Fr., auf dem Thallus und den Apotheciis von *Hagenia ciliaris*.

<sup>1)</sup> l. c. pag. 176.

c. Die Conidienform *Uloporium roseum* Fr., findet sich auf dem Thallus von *Physcia parietina* und *Parmelia stellaris*.

### III. Nectriella Sacc.

Die lebhaft gefärbten Perithecien wachsen in kleinen Räschen an der Oberfläche von Pflanzenteilen und unterscheiden sich von der Gattung *Nectria* hauptsächlich durch einzellige Sporen.

*Nectriella Rousseliana* Sacc. (*Nectria Rousseliana* Mont., *Stigmatea* auf Buchsbaum. *Rousseliana* Fucker), verursacht eine Zweigdürre des Buchsbaumes. Die Triebe welken und vertrocknen samt allen ihren Blättern. Während der Krankheit werden auf der Unterseite der Blätter zahlreiche zerstreut stehende, kleine, runde Polster von anfangs weißer, dann fleischroter Farbe sichtbar, von denen bei Berührung Massen von Sporen sich ablösen. Diese Pilzform, *Volatella Buxi* Berk. (*Chaetostroma Buxi* Corda), bildet ein aus den Spaltöffnungen hervortretendes, mit dem endophyten Mycelium zusammenhängendes, warzenförmiges Stroma, welches ringsum von radial absteigenden, steifen, langen Borsten eingefasst ist, die aus dem Grunde des Stroma entspringen. Auf der ganzen freien Oberfläche des letzteren werden einzellige, spindeförmige Conidien abgeschnürt. Unmittelbar nach der Reife dieser Conidienstromata entwickelt sich aus den meisten derselben je ein Perithecium, so daß die Zusammengehörigkeit beider Formen keinem Zweifel unterliegt. Die Conidienbildung hört auf, und aus dem kleinen, jetzt untenständig gewordenen Stroma wächst ein jenes mehrmals an Größe übertreffendes, fast kugelförmiges, am Scheitel mit einer hauförmigen Mündung versehenes und mit einigen aufrechtstehenden Haaren besetztes Perithecium von meist grünlicher Farbe und weicher, fleischiger Beschaffenheit hervor. Diese Früchte erscheinen als kleine, oft ziemlich dicht stehende grünliche Pünktchen auf der Unterseite des inzwischen völlig dürr gewordenen Blattes. Sie enthalten cylindrische Sporenschläuche mit je 8 eiförmigen, farblosen, einzelligen, 0,016 bis 0,018 mm langen Sporen.

### IV. Bivonella Sacc.

Die zerstreut oder gruppenweise stehenden Perithecien sind weißlich, durchsichtig, mit einer schnabelförmigen Mündung versehen; die Sporen sind mauerförmig vielzellig, braun.

*Bivonella Lycopersici* Pass., auf Stengel von *Solanum Lycopersicum* auf *Solanum Lycopersicum* in Italien.

### V. Hypomyces Fr.

Die Perithecien wachsen gesellig auf größeren Schwämmen, oft einem fädigen Stroma aufsitzend, sind blaß oder lebhaft gefärbt, weich, mit papillen- oder kurz schnabelförmiger Mündung; die Sporen sind länglich, zweizellig, farblos oder blaß gelbbraun. Häufig treten auf dem Stroma verschiedene Conidien- und Chlamydosporenformen auf<sup>1)</sup>. Diese Pilze wachsen auf faulenden Schwämmen, bisweilen aber auch

<sup>1)</sup> Vergl. Tulane, *Selecta Fung. Carpolog.* III, pag. 38.  
 Brant, *Die Krankheiten der Pflanzen.* 2. Aufl. II.

parasitisch auf noch lebenden; manche sind daher gewissen essbaren Pilzen schädlich.

Auf Champignon.

Es giebt mehrere Arten von *Hypomyces*, welche auf noch lebenden Schwämmen wachsend beobachtet worden sind; so *Hypomyces chrysospermus Tul.*, *ochraceus Tul.*, *lateritius Tul.*, *viridis Berk et Br.* etc. *Magnus*<sup>1)</sup> fand als einen Feind der Champignonkulturen eine Art, welche in ihrer zweizelligen Chlamydosporenform als weißer Überzug auf den Champignons auftritt und die er als *Hypomyces perniciosus Magn.* bezeichnet; er hält den Pilz für die Ursache der Erscheinung, daß oft Champignonkulturen an Orten, die eine längere Reihe von Jahren benutzt worden sind, nicht mehr gedeihen wollen. Später berichtete *Prillieux*<sup>2)</sup>, daß die Champignonkulturen in der Umgebung von Paris von einer eigentümlichen Krankheit, von den Praktikern „Molle“ genannt, befallen werden, wobei einzelne Champignons sich abnorm vergrößern zu unregelmäßig aufgetriebenen, mißgestalteten, schwammigen Massen, welche schnell in Fäulnis übergehen. Es wurde ein weißer, später bräunlicher Schimmel, *Mycogone rosea*, also ein zu *Hypomyces* gehöriger Entwicklungszustand, als Ursache gefunden. Über dieselbe Krankheit berichten *Constantin* und *Dufour*<sup>3)</sup>, sie finden ebenfalls *Mycogone*, jedoch auf den weniger umgestalteten Champignons, während auf den am meisten mißgebildeten der *Verticillium*-Schimmel gefunden wurde; beide Formen gehören indes zusammen zu einem *Hypomyces*. Auch das Mycelium des Champignons wird nach *Constantin* durch verschiedene Parasiten angegriffen. Bei einer dieser Krankheiten, welche als „Vert-de-gris“ bezeichnet wird, soll ein gelber, in 1—2 mm großen Flöckchen auftretender Pilz, welcher *Myceliophthora lutea Const.* genannt wurde, vorhanden sein; bei der Krankheit, welche man „Plâtre“ nennt, ist ein weißer, auf dem Riß sich entwickelnder, wie Gipspulver aussehender Schimmel zu sehen, der mit dem Namen *Verticillium infestans Const.* belegt wurde; der sogenannte „Chaneir“ soll nur durch einen ranzigen Geruch des Champignonmycelis erkannt werden, vielleicht mit Einwirkung der Kälte im Zusammenhange stehen und seine verzweigte, aber sterile Myceliumfäden erkennen lassen.

### K. *Pyrenomyces sclerotiblastae* oder *Pyrenomyces*, welche ein Sclerotium erzeugen, aus welchem nach Ueberwinterung erst die die Perithezien tragenden Früchte austreten.

*Pyrenomyces*  
mit Sclerotien.

Von allen übrigen *Pyrenomyces* sind die hierher gehörigen biologisch sehr abweichend, indem sie im Zustande eines Sclerotiums überwintern, d. h. eines massiv knollenförmigen Körpers, der sich meist von der Nährpflanze abblöst und einen mit Reservestoffen erfüllten ruhenden Dauerzustand des Myceliums darstellt. Erst bei der Keimung desselben im Frühling wachsen aus demselben eigentümliche Fruchtkörper (Stromata) hervor, welche sogleich die Perithezien zur Ent-

<sup>1)</sup> Naturforscher-Versammlung zu Wiesbaden, 21. Sept. 1887.

<sup>2)</sup> Bullet. de la soc. mycol. de France VIII. 1892, pag. 24.

<sup>3)</sup> Compt. rend. 1892, I, pag. 498 und 849.

wicklung und schnellen Reife bringen. Diese Abteilung wird vertreten durch die einzige Gattung.

### Claviceps Tul., Mutterkornpilz.

Die Gattung ist charakterisiert durch die aufrechten, lebhaft gefärbten Stromata, welche aus einem langen, unfruchtbaren Stiel und aus einem kugelig kopfförmigen, fruchtbaren Teil bestehen, in dessen ganzer Oberfläche die Perithezien als flaschenförmige Höhlungen eingesenkt, und mit halsförmigen Mündungen nach außen gerichtet sind; sie enthalten zahlreiche cylindrische Sporenschläuche, deren jeder 8 fadenförmige, einzellige farblose Sporen entwickelt (Fig. 84).

Claviceps.

1. *Claviceps purpurea* Tul., die Ursache des Mutterkorns des Getreides und der Gräser. Mutterkorn, Hungerkorn, auch Hahnenhorn wird eine aus einem Pilz bestehende krankhafte Bildung in den Blüten zahlreicher Gramineen genannt, die am häufigsten und allgemein bekannt am Roggen ist. Man versteht darunter einen unregelmäßig walzenförmigen, schwach hornförmig gekrümmten, der Länge nach mehr oder weniger gebogenen, schwarzen, innen weißlichen, wachsartig harten Körper, welcher an Stelle des verdorbenen Korns steht und mehr oder weniger weit aus den Spelzen hervorragt. Seine Größe steht in einem gewissen, wenn auch nicht strengen Verhältnis zur Größe der Blüte, beziehentlich der Blütenspelzen. Das Mutterkorn ist um so kleiner, je kleiner die Blüte ist, und für die Mehrzahl der Fälle darf die Regel gelten, daß es 1 bis 2 mal so lang als die Blütenspelze wird. Beim Roggen ist es 1 bis 3,5 cm lang, 3–4 mm dick, bei *Lolium perenne* nur 6 bis 8 mm lang und kaum über 1 mm dick, bei *Molinia coerulea* 4 bis 6 mm lang und 1–1½ mm dick, bei *Poa annua* kaum 3 mm lang. Die Gestalt ist weniger variabel. Abweichend ist sie bei *Nardus stricta*: hier ist das Mutterkorn am Grunde am breitesten, etwa 1 mm im Durchmesser, nach oben allmählich verdünnt, am obersten Ende zugespitzt, daher von kegelförmiger oder pfriemenförmiger Gestalt, und nicht selten verlängert sich der obere dünnere Teil beträchtlich, so daß hier manches Mutterkorn einen wurmförmigen, schwach geschlängelten Körper bis zu 2,5 cm Länge bei wenig über ½ mm Dicke darstellt.

Mutterkorn.

In einem Blütenstande findet sich häufig nur ein einziges Mutterkorn oft mehrere, aber selten betrifft es die Mehrzahl der Blüten. Eine anderweitige krankhafte Veränderung, die mit der Mutterkornbildung zusammenhängt, ist an der Pflanze nicht zu entdecken; letztere ist in allen Teilen wohlgebildet, bringt auch die Körner der nicht befallenen Blüten zur normalen Ausbildung. Besonders gut sind freilich die gesunden Körner solcher Ähren, die viele oder große Mutterkörner tragen, nicht gebildet, was wohl daher rühren mag, daß die Mutterkörner viel Nahrung zu ihrem Wachstum beanspruchen. Jedenfalls aber wird ein Anfall an Körnern in der Ernte bedingt, welcher der Zahl der Mutterkörner gleich ist. Schädlicher ist der Pilz infolgedessen, als das Mutterkorn ein giftiger Körper ist, und das Mehl, welches stark mit solchem vermengt ist, gesundheitsnachteilige Eigenschaften bekommt<sup>1)</sup>.

<sup>1)</sup> Das Mutterkorn enthält 46% Cellulose, 35% fettes Öl, außerdem in geringer Menge mehrere noch nicht genau bekannte Alkaloide, welche die Ur-  
30\*



**Vorkommen des Mutterkornes.**

Mutterkorn kommt wahrscheinlich auf den allermeisten Gramineen vor. Außer auf Roggen ist es beobachtet worden auf allen Arten Weizen, Gerste, Hafer, auf *Lolium perenne*, *italicum* und *temulentum*, *Triticum repens*, *Brachypodium pinnatum* und *sylvaticum*, *Elymus arenarius* und *sylvaticus*, *Glyceria fluitans* und *spectabilis*, *Bromus secalinus*, *mollis*, *inermis*, *Festuca gigantea*, *Poa annua*, *sudetica*, *compressa*, *Dactylis glomerata*, *Hordeum murinum*, *Avena pratensis*, *Arrhenatherum elatius*, *Phleum pratense*, *Alopecurus pratensis* und *geniculatus*, *Anthoxanthum odoratum*, *Panicum miliaceum*, *Phalaris arundinacea* und *canariensis*, *Agrostis vulgaris*, *Oryza sativa*, *Nardus stricta*, *Andropogon Ischaemum*, *Molinia coerulea*; nur möchte es noch zweifelhaft sein, ob die auf allen diesen Gräsern auftretenden Pilze zu einer und derselben Species gehören. Die geographische Verbreitung ist dieselbe wie die der Nährpflanzen; wenigstens vom Mutterkorn des Roggens ist es gewiß, daß dasselbe eben so weit verbreitet ist, wie der Anbau dieser Pflanze, insbesondere geht es auch in den Gebirgen bis an die obere Grenze des Getreidebaues und ist hier oft häufiger als in tieferen Lagen.

**Entstehung des Mutterkornes.**

Die Krankheit ist auf die einzelne Blüte beschränkt, weil der Parasit, der sie hervorruft, nur in der Blüte sich entwickelt. Er entsteht hier, wenn die Sporen desselben in die Blüte gelangen und entwickelt sich in dem jungen Fruchtknoten. Während letzterer in der gesunden Blüte des Roggens ein fast kugelförmiges, oben behaartes und am Scheitel in zwei lange, fadenförmige Narben übergehendes Körperchen ist, hat er in der infizierten Blüte

sache der giftigen Wirkung sind. Seine medicinische Anwendung (*Socale cornutum*) zur Beförderung der Geburtswehen bei schweren Geburten (daher der Name Mutterkorn) datiert seit der Mitte des 16. Jahrhunderts. Der fortgesetzte Genuß mit Mutterkorn vermengten Mehles und daraus bereiteten Brotes in Jahren und Gegenden, wo der Pilz reichlich im Roggen vorkommt, hat eine eigentümliche Krankheit (Kriebelkrankheit) zur Folge, deren Entstehen und Verlauf wissenschaftlich konstatirt sind. Sie fängt mit einem schmerzhaften Kriebeln an, welches in den Fingern und Zehen beginnt und allmählich über den ganzen Körper sich verbreitet; es treten noch andre Zufälle, zuletzt heftige, schmerzvolle Krämpfe in den Gliedern ein. Bisweilen geht die Krankheit sogar in bösartige Entzündungsgeschwülste und selbst in Brandigwerden der Gelenke über. Die Kriebelkrankheit tritt, wie ihre Veranlassung es mit sich bringt, in Epidemien auf. Solche sind beobachtet worden 1577 in Hessen, 1588 in Schlesien, 1648 im Voigtlande, 1736 wieder in Schlesien, 1761 in Schweden und Dänemark, 1709 in der Schweiz, 1747 in der Sologne, 1749 in Flandern und der Umgegend von Lille, 1770 und 1771 in Westfalen, Hannover, Rauenburg; hier war die Sterblichkeit in einigen Ortschaften so groß, daß von 120 kaum 5 gerettet wurden. Einzelne Fälle kamen unter andern vor 1831 in Berlin, 1851 in Pommern, 1855 in einigen braunschweigischen Ortschaften, 1855–1856 in Nassau. Roggen, der diese Krankheit verursachte, enthielt  $\frac{1}{30}$  oder  $\frac{1}{32}$  Mutterkorn. Auch Thiere erliegen dadurch ähnlichen Krankheiten. Mehl, welches stark damit verunreinigt ist, hat eine bläuliche Farbe. Mutterkorn läßt sich im Mehl oder Gebäck noch nachweisen, wenn dieses nur 2% davon enthält, indem alkalisches Wasser dadurch violett und bei Säurezusatz rot gefärbt wird, oder Erwärmen mit Kalilauge einen Geruch nach Haringen hervorbringt.

eine mehr längliche Gestalt, und seine beiden Narben sind im Absterben und Einschrumpfen begriffen (Fig. 83). Der Längsdurchschnitt zeigt, daß der ursprüngliche Fruchtknoten, dessen Höhlung man noch deutlich erkennt, den oberen Theil des Körpers einnimmt, und daß der ganze darunter befindliche Theil aus einem weißen, weichen Pilzgewebe besteht, welches also an

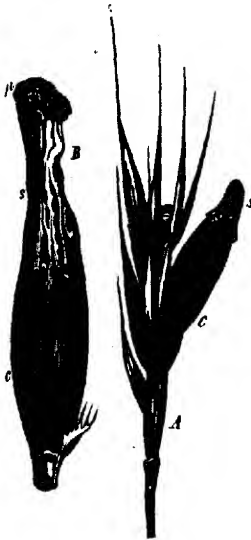


Fig. 82.

Das Mutterkorn. A eine Roggenähre mit einem Mutterkorn c, auf welchem noch die vertrocknete Sphacelia s sitzt. B der Zustand, in welchem die Sphacelia s in ihrem unteren Teil c sich zum Sclerotium (Mutterkorn) umwandelt. p der Rest des verdorbenen Fruchtknotens. Schwach vergrößert.

der Basis des Fruchtknotens sich entwickelt und durch sein Wachstum den letzteren emporgehoben hat. Da nun der Pilz die ganze Nahrung an sich zieht, so verkümmert in der Regel der Fruchtknoten und wird samt seinen Narben bald unkenntlich. Inzwischen entwickelt sich der Pilzkörper immer kräftiger, so daß er bald den Raum zwischen den Spelzen ausfüllt als ein

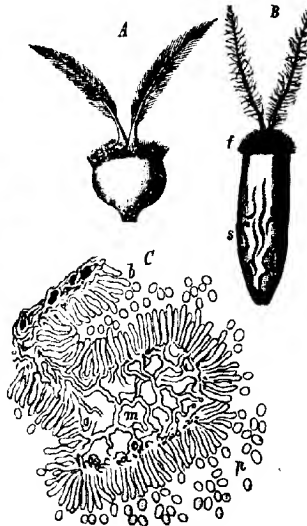


Fig. 83.

*Claviceps purpurea* Tul. in seinem ersten Entwicklungsstadium. A gesunder Fruchtknoten der Roggenblüte. B ein vom Pilze veränderter Fruchtknoten, f der absterbende, einschrumpfende Fruchtknoten mit den beiden Narben s der Pilzkörper (Sphacelia). C Stück eines Querschnittes durch die Sphacelia, m die locker verflochtenen Pilzfäden im Innern derselben, b die an der gefurchten Oberfläche befindliche Schicht der sporentragenden Fäden, welche die Conidien p abspüren; stark vergrößert, nach Enlasne.

fast käseartig weicher, unrein weißer Körper, welcher an seiner Oberfläche viele gewundene Furchen hat, ähnlich wie ein Gehirn. Dieser Körper ist ein conidienbildendes Stroma. Im Innern besteht er aus locker verwebten Hyphen, welche gegen die Oberfläche hin dichter sich verflechten und nach außen hin zahlreiche, dicht beisammenstehende, kurz cylindrische, einfache, sporentragende Fäden, alle rechtwinkelig zur Oberfläche gerichtet, treiben, auf deren Spitzen ovale, einzellige, farblose Conidien abgezeichnet werden (Fig. 83). Dieser Zustand stellt den früher als *Sphacelia sogetum* Lw. bezeichneten Pilz dar. Er hat bald nach der Blüte des Roggens seine Reife erreicht. Während der Sporenbildung scheidet der Pilz reichlich eine flebrige, süßschmeckende Flüssigkeit ab, in welcher die Sporen in solcher Menge verteilt sind, daß dieselbe milchig trübe erscheint. Sie quillt eine Zeitlang zwischen den Spelzen hervor, rünt in großen Tropfen ab und verrät dadurch das Vorhandensein des Parasiten; sie stellt den sogenannten Honigtau im Getreide dar. Die verbreitete Meinung, daß je mehr solcher Honigtau sich zeigt, desto mehr Mutterkorn später entsteht, ist daher wohl begründet. Nach einiger Zeit ist die Sporenbildung der *Sphacelia* beendet, und der Pilz tritt jetzt in das zweite Entwicklungsstadium, welches durch die Bildung des eigentlichen Mutterkornes bezeichnet ist. Das letztere entsteht in der Basis des Stroma durch Umwandlung des Gewebes; die Hyphen vermehren sich, verflechten sich auf das innigste und bilden ein festes, pseudoparenchymatisches Gewebe von derselben Beschaffenheit, wie sie das Mutterkorn zeigt, d. h. es besteht aus rundlich polygonalen, regellos, aber ohne Zwischenräume zusammenhängenden Zellen mit mäßig dicken Membranen und reichem Inhalt. Die Membranen der oberflächlichen Zellen des neuen Gewebes färben sich dunkelviolett, während das Innere farblos bleibt. Nur in der Nähe der Basis der *Sphacelia* tritt diese Veränderung ein, die Neubildung grenzt sich durch diese Beschaffenheit immer scharfer von dem übrigen Teile der *Sphacelia* ab (Fig. 82 B), welche nun allmählich ohne sonstige Veränderung vertrocknet und endlich wie ein bräunliches Müßchen auf dem unter ihr entstehenden jungen Mutterkorn aufliegt. Letzteres wächst nun an seinem untersten, in der Blüte sitzenden Teile so lange, bis es seine endliche Größe erreicht hat. Dort bleibt nämlich das Pilzgewebe weich, gleichförmig und in der Fortbildung begriffen; in dem Maße als der Zuwachs dort erfolgt, nimmt das Neugebildete die Beschaffenheit des Mutterkorngewebes an. Infolge dieses Wachstums schiebt sich der Körper allmählich zwischen den Stelzen hervor, nach einer geraume Zeit das Müßchen der alten *Sphacelia* auf seinem Scheitel tragend (Fig. 82 A). Es wurde schon oben hervorgehoben, daß in der Regel der Fruchtknoten durch die *Sphacelia*-Bildung bald vollständig verdorben wird und verschwindet. In seltenen Fällen, wahrscheinlich bei später und langsamer Entwicklung des Pilzes, gewinnt der Fruchtknoten einen Vorsprung und entwickelt sich zu einem kleinen vollständigen Korn, welches dann auf der Spitze des Mutterkornes sich befindet. Diese Fälle beweisen sehr anschaulich, daß Mutterkorn und Roggenrost verschiedene Dinge sind, ersteres also nicht eine Entartung der letzteren sein kann. In einem Weizen, welcher stark am Steinbrand litt und auch Mutterkorn hatte, fand ich sogar eine Kombination von Mutterkorn und Brandkorn: auf der Spitze des ersteren saß das letztere.

Entwicklung u.  
Überwinterung  
des Pilzes.

Das Mutterkorn ist seiner biologischen Bedeutung nach ein Sclerotium, d. h. ein zur Überwinterung bestimmter Ruhezustand des Pilzes. Es besteht

nur aus dem oben beschriebenen Gewebe; man bemerkt an ihm keinerlei Sporenbildung, weder außen noch innen, und ebensowenig irgend ein weiteres Wachstum noch sonstige Veränderung, sobald die normale Größe erreicht ist. In diesem ausgebildeten Zustande löst sich das Mutterorn leicht aus den Spelzen heraus, fällt bei der Ernte aus und gelangt ent-

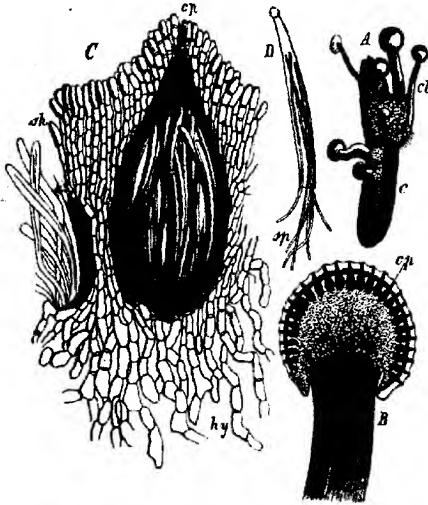


Fig. 84.

**Claviceps purpurea Tul.** A Ein Sclerotium (Mutterform) keimend, mehrere gestielte, kopfförmige Früchte treibend. B der Kopf einer solchen im Längsschnitte, zeigt die in der Peripherie eingesenkten Perithezien cp, vergrößert. C Durchschnitt durch ein Perithecium; cp die Mündung desselben; sh das innere, aus locker verflochtenen Hyphen bestehende Gewebe des Kopfes, sh die äußere Gewebeschicht, stark vergrößert. D Ein Sporenschlauch, zerissen und die fadenförmigen Sporen sp entlassend, stark vergrößert. Nach Tulaszne.

weder unmittelbar in den Boden oder unter die ausgedroschenen Körner und bleibt unverändert bis zum nächsten Frühjahr. Wenn es dann auf feuchtem Boden liegt, so entwickeln sich auf ihm die vollkommenen Ascosporenfrüchte, nämlich eigentümliche Fruchtkörper mit den Perithezien. Zu dieser Bildung sind nicht bloß unverfälschte, sondern selbst Stücke von Mutterormen (z. B. von Schnecken u. dergl. angeessene) fähig. Die Bildung geschieht auf Kosten der Reservestoffe, welche das Mutterorn in seinen Zellen enthält (Nagehalt). An mehreren, bisweilen an zahlreichen Punkten brechen aus dem Sclerotium zuerst kleine, weiße Würzchen durch die Rindenschicht und werden zu gestielten, ziemlich kugelförmigen, stielnadelkopfgroßen Köpf-

chen (Fig. 84 A). Die hellen Stiele strecken sich um so länger, je tiefer und verborgener das ausgefäete Mutterkorn liegt, indem sie immer die rötlichen Köpfchen ans Licht und Freie hervorzuschieben suchen. Die letzteren tragen die oben beschriebenen Perithezien. Die reifen, 0,050—0,060 mm langen Sporen werden aus den Mündungen der Perithezien hervorgepreßt und gelangen auf diese Weise ins Freie.

Mit der Keimung der eben beschriebenen Ascosporen beginnt der Pilz seine Entwicklung im Frühling von neuem. Bei der Keimung bandt sich die Membran der Sporen an einzelnen Stellen etwas aus, wodurch Anschwellungen entstehen, von denen dann ein oder mehrere Keimschläuche auswachsen. Wenn solche Sporen in Getreideblüten gelangen, so bringen die Keimschläuche in den Fruchtknoten ein, und es entwickelt sich das Stroma der Sphacelia und nach diesem das Mutterkorn. Man kann sich durch einen einfachen Versuch davon überzeugen, daß durch Mutterkörner, die auf dem Erdboden liegen, der in der Nähe wachsende Roggen wieder mit Mutterkorn befaßt wird. Wenn man im Herbst Mutterkörner im Freien auf den Boden legt und darauf Roggen ausset, oder wenn man zwischen blühenden Roggen eine Schale mit Erde stellt, in welche man im Herbst vorher Mutterkörner gestreut hat, die nun in Fruktifikation sind, so kommen an dem Roggen zahlreiche Mutterkörner zum Vorschein. Mit diesem Versuch jedesmal gelungen. Die Conidien der Sphacelia, welche kurz nach der Roggenblüte gebildet werden, sind ebenfalls sofort keimfähig. Sie treiben aus einem ihrer Enden einen Keimschlauch, der bisweilen wieder sekundäre Conidien abschnürt. Wenn sie in Getreideblüten gelangen, so erzeugen sie sogleich wieder einen Pilz. Durch sie wird also, ebenso wie bei andern Pyrenomyceten durch die Conidien, der Pilz schon in demselben Jahre sehr reichlich vermehrt. Denn der Honigtau, welcher jene Sporen verbreitet, bringt leicht in andre Blüten ein und wird auch durch den Regen und durch den Wind, bei dem sich die Ähren des Getreides berühren, übertragen; auch besorgen dieses Geschäft die Fliegen, welche man fleißig dem süßen Saft nachgehen sieht. Daß oft mehrere unmittelbar untereinander stehende Blüten einer Ähre Mutterkörner zeigen, erklärt sich offenbar aus sekundärer Infektion durch herabrinnenden Honigtau. Ebenso erklärlich ist es, daß auf den spät entwickelten Roggenhalmen Mutterkorn besonders häufig ist, weil zuletzt, wo die meisten Ähren über das zur Infektion geeignete Alter hinaus sind, die Ansteckung sich auf solche Spätlinge konzentrieren muß.

#### Bekämpfung des Mutterkorns.

Die Maßregeln zur Bekämpfung des Mutterkornes sind nach den eben erörterten Thatsachen folgende. Da hier die Infektion erst an der jungen Blüte erfolgt, so kann selbstverständlich durch eine Beizung des Saatgutes, wie sie z. B. bei den Brandkrankheiten des Getreides erfolgreich angewendet wird, nichts erzielt werden. Man muß den Ausgangspunkt der nächstjährigen Pilzentwicklung, d. i. das vorhandene Mutterkorn, beseitigen. Zu diesem Zwecke zur Reifezeit sehr leicht aus den Spelzen ausfällt, so kommen beim Mähen des Getreides eine Menge Mutterkörner in den Boden, die übrigen unter die geernteten Körner. Mutterkörner, die mit dem Saatgut wieder auf den Acker gebracht werden, und solche, die schon bei der Ernte in den Boden gefallen sind, keimen in gleicher Weise spätestens im folgenden Frühjahr und geben damit zur ersten Entwicklung des Pilzes Veranlassung. Das beste und bei reichlichem Auftreten des Mutterkornes dringend anzu-

rende Mittel, um den Sclerotien die beiden bezeichneten Wege abzuschneiden, besteht darin, daß man, so lange das Getreide noch auf dem Halme steht, den Acker durchgehen und das Mutterkorn einsammeln läßt. Die Arbeit lohnt sich überdies dadurch, daß das Mutterkorn in den Apotheken gesucht wird und hoch im Preise steht, indem der Bedarf in der neueren Zeit durch inländische Ware nicht gedeckt und viel aus Amerika eingeführt wird. Ferner muß selbstverständlich auch auf mutterkornfreies Saatgut gehalten werden. Durch Abstreifen oder durch Werfen lassen sich leicht die ausgedroschenen Sclerotien von den Körnern trennen. Damit sind die Verhütungsmaßregeln nicht erschöpft, da Mutterkorn auch auf zahlreichen wildwachsenden Gräsern vorkommt. Nun ist zwar noch nicht nachgewiesen, daß die Sporen dieser Pilze auch auf dem Getreide entwicklungsfähig sind; es könnte sein, daß die auf den verschiedenen Gramineen wachsenden Claviceps-Pilze ebenso viele Rassen darstellen, welche allein oder am leichtesten wieder ihre spezifische Nährpflanze befallen. Allein es ist äußerst wahrscheinlich, daß der Pilz der größeren, dem Getreide ähnlicheren Gräser von diesen auf den Roggen übergehen kann. An Feldrainen, Weg- und Grabenrändern sind die dort gewöhnlichen Gräser, vor allen *Lolium perenne* häufig sitzend mit Mutterkorn bedeckt. Hier geht die Entwicklung des Pilzes ganz ungehindert vor sich, und es können sowohl die Claviceps-Sporen der im Frühlinge aufgetriebenen Sclerotien, als auch die von den kranken Blüten dieser Gräser ausgehenden Sphaecelia-Sporen leicht auf benachbarte Getreidepflanzen gelangen. Die Thatsache, daß immer an den Rändern der Acker das Mutterkorn besonders reichlich auftritt, hängt wahrscheinlich mit diesem Umstande zusammen. Es ist daher rathsam, solche Gräser vor der Blüte abzumähen oder überhaupt derartige Grasränder zu beseitigen. Selbstverständlich wird auch unter sonst gleichen Umständen weniger Mutterkorn entstehen, je mehr es gelingt, sämtliche Getreidepflanzen zu gleichzeitiger Entwicklung zu bringen, also namentlich durch Frühlisaaten, weil dann die Zeit, wo für die Ansteckung empfängnisfähige Roggenblüten vorhanden sind, die möglichst längste wird.

Nach den früheren Ansichten über die Natur des Mutterkornes war das frühere Ansichten selbe eine Entartung des Fruchtknotens oder auch, mit Bezug auf den ihm über die Natur vorausgehenden Honigtau, das Produkt eines Nahrungsprozesses, womit das Mutterkorn, freilich eine klare Vorstellung von der Ursache dieser Veränderung nicht verbunden war. Auch einen Käfer, die auf Roggen häufige *Cantharis melanura*, hatte man im Verdacht, daß er durch seinen Stich das Mutterkorn erzeuge; derselbe geht aber ebenso wie die Fliegen nur dem süßen Honigtau nach. Zuerst hat Münchhausen<sup>1)</sup> 1765 das Mutterkorn als einen Pilz bezeichnet unter dem Namen *Clavaria solida*. Dann erhielt der Pilz von den Botanikern nacheinander die Namen *Clavaria* (*Clavus* *Schrank*, *Spermoedia* *Clavus* *Fr.* und *Sclerotium* *Clavus* *DC.* Das conidientragende Stroma in der Grassblüte wurde 1827 von Lévillé<sup>2)</sup> erkannt und unter dem Namen *Sphaecelia segetum* *Lév.* als ein parasitisches Gebilde in der Blüte erklärt, welches unabhängig vom Mutterkorn sei, welches Lévillé auch noch für eine krankhafte Entartung des Fruchtknotens hielt. Meyen<sup>3)</sup>

<sup>1)</sup> Der Hausvater. Hannover 1765. I. pag. 244.

<sup>2)</sup> Mém. de la soc. Linn. de Paris. V. 1827. pag. 365 ff.

<sup>3)</sup> Pflanzenpathologie, pag. 192 ff.

hat 1841 nachgewiesen, daß die *Sphaelia* als ein Vorstadium des Mutterkornpilzes im jungen Fruchtknoten der Blüten sich entwickelt und denselben zerstört. Die Entwicklung der ascosporenbildenden Früchte aus den Mutterkornern ist zwar schon von Tulasne beobachtet worden, aber man hielt dieselben für fremde Bildungen, die auf dem verwesenen Mutterkorn sich angeheftet haben; Fries nannte sie *Sphaeria purpurea*, Ballroth *Xenotporium purpureum*. Tulasne<sup>1)</sup> hat zuerst nachgewiesen, daß sie ein Entwicklungszustand des Mutterkornpilzes selbst sind. Die eigentliche Entwicklungsgeschichte der Perithezien ist genauer von Fries<sup>2)</sup> verfolgt worden, welcher dabei konstatieren konnte, daß hier nicht, wie bei *Polystigma* und *Gnomonia* ein Ergualast vorhanden ist. Den Nachweis, daß die Ascosporen der *Claviceps*-Früchte, in Getreideblüten gelangt, dort wieder Mutterkorn hervorbringen, verdanken wir Durieu<sup>3)</sup> und Kühn<sup>4)</sup>. Versuche, die *Sphaelia* durch ihre Sporen auf gesunde Blüten zu übertragen, sind schon von Meyen<sup>5)</sup> gemacht worden, der jedoch keinen ganz unzweifelhaften Erfolg erzielt zu haben scheint; erfolgreich geschah es zuerst durch Kühn (l. c.).

Auf Phragmites.

2. *Claviceps microcephala* Tul., bildet Mutterkorn auf *Phragmites communis*; vielleicht gehört auch die auf *Molinia coerules* und *Nardus stricta* wachsende Form hierher. Der Pilz ist dem vorigen ganz gleich, nur in allen Teilen kleiner, besonders in den Köpfchen.

Auf Glyceria.

3. *Claviceps Wilsoni* Cooke<sup>6)</sup>, in den Blüten von *Glyceria fluitans* in England; die Fruchtkörper haben ein länglich-feulenförmiges Köpfchen. Ob das in Deutschland auf *Glyceria fluitans* häufige Mutterkorn zu diesen Pilze gehört, ist noch zu untersuchen.

Auf Andropogon.

4. *Claviceps pusilla* Cex., in den Blüten von *Andropogon* in Italien. Die Fruchtkörper sollen mehr strohgelbe Farbe und die Köpfchen am Grunde ein fragenförmiges Anhängsel haben.

Auf Poa.

5. *Claviceps setulosa* Sacc., in den Blüten von *Poa*-Arten. Fruchtsiele lang und dünn, gebogen.

Auf Heliocharis und Scirpus.

6. *Claviceps nigricans* Tul., bildet Mutterkorn in den Blüten von *Heliocharis* und *Scirpus*. Das Stroma ist durch schwarzviolette Farbe unterschieden.

## Vierzehntes Kapitel.

### Discomycetes.

**Discomyceten** Die Discomyceten bilden neben den Pyrenomycceten die größte Abteilung der Ascomyceten. Von jenen unterscheiden sie sich durch die eigene Art ihrer Fruchtkörper; diese haben, so verschiedenartig auch

<sup>1)</sup> Ann. des sc. nat. 3 sér. T. XX, pag. 56.

<sup>2)</sup> Beitr. zur Entwicklungsgeschichte einiger Ascomyceten. Botan. Jahrb. 1882, pag. 882.

<sup>3)</sup> Vergl. Tulasne, Selecta Fung. Carpol. I, pag. 144.

<sup>4)</sup> Mittheil. aus d. phys. Laborat. d. landw. Inst. d. Univ. Halle 1863.

<sup>5)</sup> l. c. pag. 203.

<sup>6)</sup> Grevillea XII, pag. 77.

ihre Gestalt sein mag, das Charakteristische, daß die Sporenschläuche in großer Anzahl zu einer Schicht, der Fruchtscheibe oder Fruchtschicht, vereinigt sind, welche wenigstens zur Reifezeit frei an der Oberfläche des Fruchtkörpers sich befindet. Man nennt diese für die Discomyceten charakteristische Form des ascusbildenden Fruchtkörpers ein *Apothecium*. Wie die Perithezien bei den Pyrenomyceten, so bezeichnen die Apothecien bei den Discomyceten den Höhepunkt der Entwicklung. Ihnen gehen nicht selten gewisse andre Fruchtsituationen voraus, welche analoge, continenbildende Früchte oder Spermogonien, wie die gleichnamigen Gebilde bei den Pyrenomyceten darstellen.

### I. Lophodermium Chev., der Nadeln- und Kiefern-Nadeln-Schorf.

Die Apothecien sind längliche, elliptische oder streifenförmige, in die Lophodermium-Oberhaut des Pflanzenteiles ganz eingewachsene, kleine, schwarze Gehäuse, deren dünne, häutige Wand anfangs vollständig geschlossen ist, zuletzt aber in ihrer ganzen Länge durch einen feinen, das Gehäuse oben in zwei Lippen trennenden Spalt bis auf die freigelegte flache schmale Fruchtscheibe geöffnet sind (Fig. 87). Die letztere besteht aus fädigen, an der Spitze meist gebogenen Paraphysen und aus feulenförmigen Sporenschläuchen mit je 8 fadenförmigen, einzelligen, farblosen, im Ascus parallel neben einander liegenden Sporen. Die meisten dieser Pilze wachsen auf abgestorbenen Pflanzenteilen; die im folgenden erwähnten parasitären treten schon auf den noch lebenden Nadeln von Kiefer auf und bewirken schädliche Erkrankungen der Nadeln; aber auch bei diesen reifen die Apothecien erst auf der abgestorbenen Nadel.

1. Der Kiefern-Nadeln-Schorf, *Lophodermium Pinastri* Chev. (Mysterium Pinastri Schrad.), vorzugsweise ein Parasit der gemeinen Kiefer, wird aber von Rehm<sup>1)</sup> auch auf Pinus Strobus und Cembra, Abies portinata und excelsa angegeben. Im Kieferngebirge und in den Alpen beobachtete ich mehrfach gelbnadelige Kiefernholzstücke, deren ältere, absterbende Nadeln ein mit der Kiefer übereinstimmendes Lophodermium trugen. Die Apothecien sitzen einzeln oder zerstreut auf verblähten, meist durch eine feine, schwarze Linie abgegrenzten Stellen der Kiefernadel (Fig. 85), sind etwa 1, bis 2 1/2 mm lang, rundlich oder länglich elliptisch, glänzend schwarz, mit bloßer Fruchtscheibe. Die Paraphysen sind fast gerade, die Sporen 0,175–0,140 mm lang, fast die Länge des Ascus ausfüllend. Der Pilz bringt an der gemeinen Kiefer die häufige und schädliche, als Schütte bekannte Krankheit hervor. Mit dieser parasitären Erkrankung darf jedoch die unter den gleichen Symptomen sich zeigende, daher auch Schütte genannte Krankheit, welche durch Kältewirkung und Vertrocknen ohne Parasitenbeteiligung hervorgerufen wird (Bd. I S. 222) nicht verwechselt werden. Die von Göppert<sup>2)</sup> und später

Kiefern-Nadeln-Schorf.

<sup>1)</sup> Nadeln-Schorf, Kryptogamenflora I. 3. Abth. pag. 43.

<sup>2)</sup> Verh. d. Schlesischen Forstvereins 1852, pag. 67.



von Prantl<sup>1)</sup> ausgesprochene Ansicht, daß die Kiefernspitze überhaupt parasitären Charakters sei, ist nicht gerechtfertigt. Daß in vielen Fällen Witterungsverhältnisse allein die Ursache sind, ist von Ebermayer schon geltend gemacht worden; auch R. Hartig<sup>2)</sup> unterscheidet bestimmt von dieser Form diejenige, welche parasitären epidemischen Charakters und in manchen Revieren zu einer Kalamität geworden ist. Der Nachweis, daß gesunde Kiefernadeln durch den Pilz infiziert werden, ist von Prantl (l. c.) geliefert worden; nach Anbringung von Nadeln mit reifen Fröhen an jungen Kieferntrieben sah er Infektion eintreten, wobei das Mycelium sich von den Spaltöffnungen aus verbreitete. Auch von Tursky<sup>3)</sup> sind er-



Fig. 85.

**Lophodermium pinastri.** a einjährige Kiefernadeln im April mit braunen Infektionsflecken, die Nadeln noch grün. b. zweijährige Kiefernadeln im April, abgestorben, mit reifen Apothecien x und entleerten Sporangien y. Nach R. Hartig.

mycelium aus den Nadeln in die Gewebe der Krone, besonders in die Markstrahlen der Pflanze eingebracht ist. Die Öffnung der Apothecien erfolgt nur nach völliger Durchweichung, also bei andauerndem Regen. Nach R. Hartig ist Infektion zu erwarten teils durch abfallende Splitterfranke Nadeln aus den Kronen älterer Kiefern oder durch von dort abtropfendes Regenwasser,

<sup>1)</sup> Flora 1877, Nr. 12.

<sup>2)</sup> Lehrbuch d. Baumkrankheiten. 2. Aufl. Berlin 1889, pag. 105.

<sup>3)</sup> Botan. Centralbl. 1884. XVII, pag. 182.

hauptsächlich aber durch Regenwinde, die über erkrankte Kulturflächen hingestrichen sind. Als Gegenmaßnahmen sind zu beachten: in erkrankten Kämpen alles Pflanzenmaterial zu vernichten, ehe neue Saaten angelegt werden; die Saatbeete in möglichster Entfernung von schüttekranken Kulturen oder doch so anzulegen, daß sie nach der Westseite hin nicht an solche angrenzen, oder sie gegen die Waldseiten hin zu schützen durch vorhandene ältere Fichtenzwischenschläge oder durch Einfassung mit 2 m hohen dichten Bretterwänden. Schläge sollen unter Umständen durch horstweise Verjüngung gegen Schütte zu schützen sein; völlig erkrankte Schläge sind mit andern, schüttefreien Holzkarten anzubauen. Nach Bartet und Guillemin<sup>1)</sup> soll Bordelaiser Brühe als Gegenmittel sich bewährt haben.

2. Der Fichten-Nigenschorf, *Lophodermium macrosporum* (K. Hart.), Fichten-Nigenschorf. (*Hypodermia macrosporum* K. Hart.), befällt ebenfalls die noch grünen Nadeln bei der Fichte und zeigt sich besonders in 10- bis 40-jährigen Be-

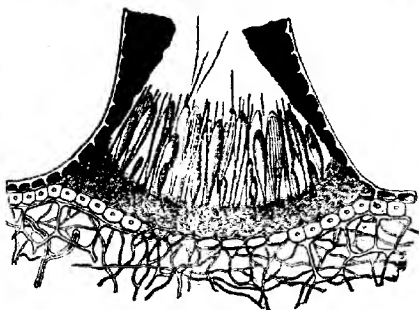


Fig. 87.

**Lophodermium macrosporum.** Querschnitt durch ein reifes aufgeplatztes Apothecium auf einer Fichtennadel, mit reifen und unreifen Sporenschläuchen und dazwischen stehenden Paraphysen. Nach R. Hartig.



Fig. 86.

Eine Fichtennadel mit Apothecien von *Lophodermium macrosporum*. Nach R. Hartig.

ständen<sup>2)</sup>. Die befallenen Nadeln nehmen im Frühling und Sommer eine hellbraune bis rötlichbraune Farbe an, werden dürr und fallen noch in demselben Sommer ab oder bleiben noch während des Winters hängen. Die Krankheit ist daher auch Fichtennadelbräune genannt worden. Erst an den abgefallenen, vorzüglich an den abgefallenen Nadeln entwickeln sich die Apothecien, die an jeder der vier Seiten der Fichtennadel hervorstechen können; viele Nadeln verderben auch ohne daß Früchte sich bilden. In der Regel sind es die Nadeln der vorjährigen Triebe, welche sich bräunen und dann bereits das Mycelium im Innern nachweisen lassen. Die Apothecien kommen dann meist erst an den dreijährigen Nadeln zur Anlage und erreichen im Frühling des folgenden Jahres ihre Reife. Sie sind linienförmig, schwarz, bis  $3\frac{1}{2}$  mm lang, mit feingezählter Längsfalte (Fig. 86 u. 87). Die

<sup>1)</sup> Compt. rend. T. CVI 1888, pag. 628.

<sup>2)</sup> Vergl. R. Hartig l. c., pag. 101.

Paraphysen sind oben hakig oder lockig gebreht, die Sporen ungefähr 0,075 mm lang, die Länge des Ascus nicht erreichend. Vielleicht gehört als Pykniidenform die *Septoria Pini Fuehl* (S. 418) hierher.

Reisstannen-  
Rizenschorf.

3. Der Reisstannen-Rizenschorf, *Lophodermium nervisequium* (DC.) Rehm. (*Hypoderma nervisequium* DC., *Hysterium nervisequium* Fr.), an der Reisstanne, befällt immer nur die einzelne Nadel, doch sind an einem Zweige oft zahlreiche Nadeln erkrankt, und zwar vorzüglich ein- bis dreijährige. Dieselben werden gelb oder hellbraun; danach bilden sich im Sommer auf ihrer Oberseite oft Spermogonien mit zweizelligen, länglich-keulenförmigen Sporen, die als *Septoria Pini Fuehl* bezeichnet worden sind. Später erscheinen die Perithezien als schwarz-e, strichförmige, 1–1½ mm lange Längspolster in einer einzigen Reihe auf der Mittelrippe an der Unterseite; bisweilen nimmt ein einziger fast die ganze Länge der Nadel ein. Dieselben erreichen ihre



Fig. 88.

**Lophodermium laricinum**, a Sporenschlauch mit Sporen, b zweifollierte Sporen.

Reife erst im nächsten Frühjahr, nachdem die Nadeln inzwischen abgestorben sind; reife Sporenschläuche finden sich nur an ganz dünnen Blättern. Bisweilen bleibt die Nadel bis dahin am Zweige; öfter fällt sie eher ab, mitunter auch ohne Perithezien gebildet zu haben. Reiz findet man die letzteren daher vorzüglich an den abgefallenen, unter den kranken Pflanzen auf dem Boden liegenden Nadeln im Frühjahr. Die Paraphysen sind an der Spitze hakig gerollt, die fadenförmigen Sporen nur 0,05–0,06 mm lang, fast nur halb so lang als der Ascus. Nach Prantl (l. c.) dringen die Keimschläuche der Sporen nicht durch die Spaltöffnungen, sondern durch die Wandung der Epidermiszellen ein. Die Krankheit ist wohl ebensoweit verbreitet wie die Larve, aber meist wenig gefährlich, indem nur wenige Nadeln erkranken, doch sind auch Fälle beobachtet worden, wo die Mehrzahl der Nadeln verloren ging.

Lärchen-Rizenschorf.

4. Der Lärchen-Rizenschorf, *Lophodermium laricinum* Duby. An den Lärchen in den Alpen kommt bisweilen in weiter Ausdehnung im Sommer ein Braunwerden der Nadeln zum Ausbruch, woran der genannte Pilz schuld ist, dessen glänzend schwarze 1,0–1 mm lange Apothecien in der abgestorbenen Nadel gegen den Herbst zur Entzweiung kommen. Die Paraphysen sind gerade, die Sporen feilig-fadenförmig, 0,070–0,075 mm lang, wenig kürzer als die Sporenschläuche (Fig. 88). Nach Fuehl soll *Leptostroma laricinum* mit sehr kleinen, eiförmigen Sporen das dazu gehörige Spermogonium sein.

Bachholder-  
Rizenschorf

5. Der Bachholder-Rizenschorf, *Lophodermium juniperinum* Nod. (*Hysterium Pinastri juniperinum* Fr.), auf dünnen, noch hängenden Nadeln von *Juniperus communis*, nana und Sabina in den Gebirgen. Daß auch dieser Pilz im ersten Stadium als Parasit auf der noch grünen Nadel auftritt, ist unbekannt, aber wahrscheinlich. Die Sporen sind 0,065 bis 0,075 mm lang, fast so lang als die Asci; die Paraphysen fast gerade.

Auf Bepennst-  
Kiefer und  
Schwarzkiefer.

6. *Lophodermium brachysporum* Rost., wird von Rostsp.)

1) Forstatta Undersogelser etc. Kopenhagen 1883.

als auf den Nadeln von *Pinus Strobus* vorkommend beschrieben und wurde dann von Tüben<sup>1)</sup> zum erstenmal in Deutschland bei Passau beobachtet. Die Sporen sind ellipsoidisch bis röhrenförmig, nur  $\frac{1}{4}$  so lang als der Äcus. Ebenfalls von Kostrup wird ein *Lophodermium gilvum* Rost. auf den Nadeln der Schwarzkiefer auf Föhnen mit gleichgelben Apothecien angegeben.

## II. *Phacidium* Fr., der Klappenschorf.

Die Apothecien sind ebenfalls schwarze, dickhäutige Gehäuse, welche in den Pflanzenteil eingewachsen und mit den äußeren Schichten des Substrates zu einer Decke verwachsen sind, aber von rundlichem Umriss, also linsenförmig; die Decke öffnet sich, indem sie vom Mittelpunkt der Bildung klappenartig in mehrere Lappen über der Fruchtscheibe zerfällt. Die letztere besteht aus fadenförmigen Paraphysen und keulenförmigen Sporenschläuchen mit je 8 länglich-eiförmigen, einzelligen, farblosen Sporen. Mit Ausnahme der hier erwähnten Art bewohnen diese Pilze abgestorbene Blätter.

*Phacidium.*

*Phacidium repandum* Fr. (*Pseudopeziza repanda* Karst.), verursacht an verschiedenen *Galium*-Arten, besonders *Galium boreale*, auch an *Asperula odorata* und *Rubia tinctorum* eine sehr ausgeprägte Krankheit, wobei an den grünen Trieben schon vor dem Blühen zahlreiche Blätter gelb werden und an den Stengeln gelbe Stellen entstehen. Die kranken Blätter zeigen sich unterseits bedeckt mit zahlreichen, kleinen Flecken, welche anfangs hellbraun sind und immer dunkler, endlich schwarz werden. Auch auf den kranken Stellen der Stengel sind dieselben vorhanden. Sie stellen die Spermogonien des Pilzes dar. Unter der Epidermis breiten sich zahlreiche, vielfach gewundene Myceliumfäden aus, die in geringerer Zahl auch zwischen den Mesophyllzellen wachsen. Die Spermogonien nisten unter der Epidermis in der subepidermalen Myceliumschicht, deren Fäden hier, indem sie dichter sich verflechten und sich bräunen, die dünne Wand der Spermogonien bilden. Letztere haben geschlängelte Seitenwände und grenzen mit diesen oft unmittelbar an einander, gleichsam mehrschichtige Spermogonien darstellend. Der Boden und die ganzen Seitenwände sind mit der Schicht sporenbildender Fäden überzogen, auf denen länglich elliptische Sporen abgesetzt werden. Dieser Zustand ist als *Phyllachora punctiformis* Fuckel bezeichnet worden. Auf den untersten, älteren, im Absterben begriffenen Teilen bilden sich einige dieser Behälter zu den Apothecien aus, die dann sogleich zur Reife kommen. Diese zerreißen am Scheitel in mehrere Lappen, die auf den Stengeln sitzenden, mehr langgestreckten oft nur mit einer einfachen Längshaut. Sie haben gestielte Äci mit 8 länglich keulenförmigen 0,010 bis 0,020 mm langen Sporen. Fuckel<sup>2)</sup> trennt die Fries'sche Art in *Phacidium autumnale*, welches im Herbst auf *Galium boreale*, und in *Phacidium vernale*, welches im Frühling auf *Galium Mollugo* vorkommen soll; allein ich fand das erstere auch im Frühling; beide Formen gehören jedenfalls zusammen.

Auf *Galium.*

<sup>1)</sup> Allgem. Forst- u. Jagdzeitg. 1890, pag. 32.

<sup>2)</sup> Symb. mycol., pag. 262.

## III. Schizothyrium Desm.

Schizothyrium.

Die Apothecien stimmen mit denen der vorigen Gattung überein, sind rundlich oder länglich und öffnen sich zweilappig oder mit einem feinklappigen Längsspalt; die Sporen sind länglich, zweizellig, farblos.

Auf Achillea.

*Schizothyrium Parmicæ Desm.* (*Phacidium Parmicæ Schr.*), befällt die lebenden Blätter von *Achillea Parmicæ*; die ergriffenen Stellen bleiben lange grün, färben sich erst später etwas gelb und tragen die gesellig stehenden, rundlichen, schwarzen,  $\frac{1}{4}$  mm oder etwas breiteren Apothecien; die Sporen sind 0,012–0,014 mm lang, meist in geringerer Zahl als 8 in den Schläuchen enthalten. Der Pilz bildet auch *Spermogonien*, die als *Labrella Parmicæ Desm.* (*Leptothyrium Parmicæ Sacc.*), bezeichnet worden sind; sie enthalten farblose, länglich-eiförmige, 0,001 mm lange Sporen.

## IV. Rhytisma Fr., der Ringelschorf.

Rhytisma.

Zu diese Gattung gehören blätterbewohnende Parasiten, welche ein in der Blattmasse befindliches, einen schwarzen, krustigen Fleck darstellendes Stroma besitzen, welches aus dem mit dem Pilze vereinigten Gewebe des Blattes besteht, und in welchem an der Oberseite des Blattes die zahlreichen Apothecien gelegen sind (Fig. 89). Letztere sind mehr oder weniger langgestreckt und öffnen sich am Scheitel mit einer Längspalte, sind aber nicht geradlinig, sondern unregelmäßig hin und her gebogen und geschlängelt, so daß die Oberfläche des Stromas fadenförmige Ringeln zeigt. Die Sporenschläuche entwickeln sich in ihnen erst im Winter, wenn das Blatt abgefallen ist und auf dem Boden liegend verfault, so daß die Perithezien im folgenden Frühjahr reif sind. Die Sporenschläuche, zwischen dem sich fadenförmige, oft an der Spitze gebogene Paraphysen befinden, enthalten je 8 dünne, fadenförmige, farblose Sporen. Die durch diese Pilze verursachten Krankheiten sind daher durch das Auftreten großer, schwarzer, krustiger Flecke auf den Blättern charakterisiert. Solche Blätter behalten, höchstens mit Ausnahme eines gelben oder braunen, den Fleck umsäumenden Hofes, ihre grüne Farbe und werden kaum eher als die gesunden zur Zeit des herbstlichen Laubfalles abgeworfen. Aber die großen und oft in ansehnlicher Zahl auf einem Blatte vorhandenen schwarzen Flecke bedingen, daß nur ein Bruchteil der Blattfläche für die normale assimilierende Thätigkeit übrig bleibt.

Auf Ahorn.

1. *Rhytisma acerinum Fr.*, auf unsern drei häufigen deutschen Ahornarten, *Acer campestre*, *platanoides* und *Pseudoplatanus*, die letztere in den Gebirgen bis an die obere Grenze ihrer Verbreitung begleitend und gerade dort in verstärktem Grade auftretend. Der Pilz bildet auf den Blättern 3 bis 20 mm große, fohlschwarze, gelbgesäumte, meist runde, etwas convexe, runzelige Flecke, die bisweilen in so großer Anzahl vorhanden sind, daß sie sich berühren und den größten Teil der Blattfläche einnehmen (Fig. 89). Zuerst entstehen im Sommer gelbe Flecke von der Größe und Form der

späteren schwarzen. Bald darauf tritt gleichzeitig an vielen Punkten die Schwärzung ein; die gefärbten Punkte vergrößern sich und fließen allmählich zusammen. Die Myceliumfäden vermehren sich an diesen Stellen in einem solchen Grade, daß alle Räume der Gewebe erfüllt sind mit den fast säulenlos verflochtenen Fäden. Diese sind innerhalb der Zellhöhlen regellos durch einander gewunden, nur in den Ballisfadenzellen vorwiegend der Längsrichtung dieser folgend. In diesem Fadengevirk kann man trotzdem

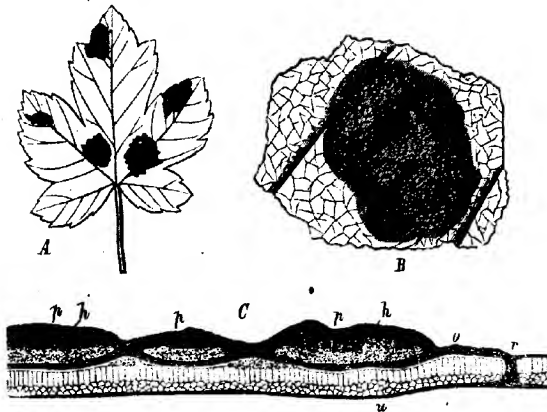


Fig. 89.

*Rhytisma acerinum* auf *Acer pseudoplatanus*. A Ein Blatt mit mehreren schwarzen Flecken, verkleinert. B Einer der schwarzen Flecke (Stroma), schwach vergrößert, um die lirellenförmigen Apothecien zu zeigen. C Durchschnitt durch ein Stück des Stromas. o Ober-, u Unterseite des Blattes; bei r der Rand des Stromas; ppp Apothecien, die im Innern der Rindenschicht angelegt und noch völlig geschlossen sind; h Anlage der Scheibe, zunächst nur aus einer Schicht fadenförmiger Paraphysen bestehend, die aus der subhymenialen Schicht entspringen. 90fach vergrößert.

vielfach die Membranen der ursprünglichen Zellen noch erkennen, besonders die derberen Elemente der Fibrovasalbündel und die Epidermiszellwände beider Blattseiten. Eine kontinuierliche periphere Lage dieses Stroma verdichtet sich zu einem feinzelligen Pseudoparenchym mit geschwärzten Membranen und bildet dadurch eine dunkle, krustige Rinde. An den beiden Seiten des Blattes geschieht dies ungefähr in einer Dicke, die derjenigen der Epidermis gleich ist. Aber auch am Rande grenzt sich das Stroma von dem benachbarten Blattgewebe durch eine ebensolche, schwarze, quer durch das Blatt hindurch ziehende Rindenzone ab. Alles innere Gewebe des Stromas bleibt farblos und erfüllt sich reichlich mit Mitosen. Die Beschaffenheit erinnert also an die eines Sclerotiums. An allen den Punkten, wo an der Oberseite des Stromas die lirellenförmigen Perithecia angelegt werden, besteht nur in der Ausbildung der Rindenschicht eine Abweichung;

diese wird hier in viel größerer Mächtigkeit gebildet, so daß die Epidermiszellen, in denen dies geschieht, bedeutend ausgeweitet werden und die Cuticula weit abgehoben wird. Das so gebildete Gewebe schwärzt sich nicht in seiner Totalität; vielmehr bleibt eine centrale Partie in Form eines farblosen, fleinzelligen Pseudoparenchyms von der Schwärzung ausgegeschlossen. Es ist die Anlage der subhymenialen Schicht des zukünftigen Apotheciums. Dasselbe ist also nach außen von der dicken, gemeinschaftlichen Rinde des Stroma überzogen, aber auch nach innen durch eine dünnere, braune Rindenschicht vom Mark des Stroma abgegrenzt. Von der subhymenialen Schicht erheben sich nun, den Raum noch mehr ausweikend, rechtwinklig gegen die äußere Rindenschicht die feinen, parallel und dicht beisammen stehenden Paraphysen, die Anlage der Scheibe bildend (Fig. 89 Ch); zwischen ihnen entstehen erst zur Zeit der Reife die Sporenschläuche; die Sporen sind 0,06—0,08 mm lang. Die Apothecien werden hiernach aus dem in der Epidermis befindlichen Teile des Stroma gebildet. Auf den isolierten, schwarzen Punkten, mit deren Auftreten auf den anfänglich gelben Flecken die Bildung des Stroma beginnt, befinden sich Spermogonien, hin und wieder als sehr kleine, schwarze, halbkugelige Pünktchen in der Mitte eines schwarzen Fleckchens, sie enthalten zahlreiche, 0,006 bis 0,009 mm lange, kurz stäbchenförmige, farblose Spermastien. Dieser Spermogonienzustand wurde als *Melasma acerinum* Lw. bezeichnet. Später ist jede Spur desselben verschwunden und man findet nur die Apothecien, die im Frühling reif sind. Mit diesem Parasiten hat Cornu<sup>1)</sup> Infektionsversuche durch Auflegen von Schnittten durch reifes Stroma auf die Pflanze gemacht und gefunden, daß nur bei Infektionen der Blattfläcken die Flecke auf denselben sich erzeugen ließen. Der Pilz überwintert also nicht auf der Pflanze, sondern geht von dem auf der Erde liegenden alten, faulen Laub wieder auf die neuen Blätter, was wohl auch für die übrigen Arten dieser Gattung anzunehmen ist. Daß die Sporen aus den Apothecien in Wölken in die Luft ausgestoßen werden, beobachtete Klebahn<sup>2)</sup>. Die Verhütung der Krankheit würde also darin bestehen, daß man das Laub im Herbst unter den Pflanzen zusammenleget und entfernen läßt; R. Hartig<sup>3)</sup> macht auch darauf aufmerksam, daß da, wo letzteres geschieht wie in Gärten und Parkanlagen, man kein Rhytisma an den Blättern des Ahorn antrifft.

Auf Acer.

2. *Rhytisma punctatum* Fr., ebenfalls auf den Blättern von *Acer pseudoplatanus*, aber von dem vorigen Pilze dadurch unterschieden, daß die Apothecien nicht in einem schwarzen Stroma eingewachsen, sondern isoliert zu 20 bis 30 in Gruppen stehend einem  $\frac{1}{2}$  bis  $1\frac{1}{2}$  cm breiten gelblichen Blattfleck eingewachsen sind. Die Apothecien sind länglich und gebogen, 1— $1\frac{1}{4}$  mm breit. Die Ascosporen sind 0,030—0,036 mm lang. Auch hier gehen den Apothecien Spermogonien voraus.

Auf Salix.

3. *Rhytisma salicinum* Fr., bildet auf den Blättern von *Salix caprea* und *aurita* oberseits stark konvexe und glänzende, schwarze, runzelige Krusten von ungefähr rundem Umriß und 10 mm und mehr Durchmesser, meistens nur lokal auf einzelnen Blättern, daher nicht erheblich schädlich. Der Pilz findet sich von der Ebene bis in das Hochgebirge; hier besonders

<sup>1)</sup> Compt. rend., 22. Juli 1878.

<sup>2)</sup> Hedwigia 1888. Heft 11 u. 12.

<sup>3)</sup> l. c. pag. 99.

häufig. Die Apothecien reifen erst während des Winters; die Sporen sind 0,06 bis 0,09 mm lang. Nach Tulasne<sup>1)</sup> gehört zu diesem Pilz als Spermogonium *Melaemia salicinum* mit cylindrischen Spermarien und eirunden Stylosporen.

4. *Rhytisma Andromedae* Fr., auf der Oberseite der Blätter der *Auf Andromeda*. *Andromeda polifolia* glänzend schwarze, stark konvexe, runzelige und höckerige Krusten bildend, welche oft die ganze Breite und nicht selten auch den größten Teil der Länge des Blattes einnehmen. Die erkrankten Blätter dieses immergrünen Strauchleins bleiben meist bis zum nächsten Jahre stehen. Auf dem Brocken fand ich fast alle Individuen von dieser Krankheit befallen und teilweise fast in allen Blättern erkrankt, so daß viele deshalb zu sehr kümmerlicher Entwicklung gekommen waren.

5. *Rhytisma Onobrychis* DC., auf beiden Seiten der Blätter von *Auf Onobrychis* *Onobrychis sativa* und *Lathyrus tuberosus* rundliche, schwarze Flecke und *Lathyrus*. bildend, auf denen am lebenden Blatte Spermogonien sich befinden, welche zahlreiche 0,007—0,010 mm lange, eiförmige, farblose Sporen enthalten und als *Placosphaeria Onobrychidis* Sacc. bezeichnet worden sind. Die noch unbekannten Apothecien entstehen wahrscheinlich erst an den abgefallenen Blättern. Brillieur<sup>2)</sup> berichtet von einem Fall in Frankreich, wo durch diesen Pilz neun zehntel der Ernte der Esparsette vernichtet wurde.

## V. Cryptomyces Grev.

Die Apothecien sind anfangs in den Pflanzenteil eingesenkt, zer- Cryptomyces. reifen aber zuletzt die bedeckenden Schichten desselben und spalten sich oben unregelmäßig, die Fruchtscheibe entblößend; sie sind flächenförmig ausgebreitet, schwarz, von kohliger Beschaffenheit. Die Sporenschläuche enthalten je 8 längliche, einzellige, farblose Sporen.

*Phyllachora Pteridis* Fockel, (Cryptomyces *Pteridis* (Rebent.) Rehm., *Sphaeria Pteridis* Rebent., *Dothidea Pteridis* Fr.). Dieser Pilz bewirkt eine sehr ausgezeichnete Krankheit des Adlerfarns (*Pteris aquilina*). Im Sommer bekommt der ganze bereits vollständig entwickelte und manchmal auch noch fruchtifizierende Wedel eine weniger lebhaft grüne Farbe. Auf der Unterseite sämtlicher Fiedern zeigen sich längliche, schwarze, glanzlose Flecke, welche regelmäßig zwischen den von der Mittelrippe gegen den Rand des Fiederns laufenden Seitenerven liegen und daher diesen gleich gerichtet sind. Der leidende Zustand des Wedels steigert sich, indem das Kolorit immer mehr in gelb übergeht und die schwarzen Flecke immer deutlicher und vollständiger auftreten, so daß der Wedel unterseits wie schwarz bemalt erscheint. Endlich tritt Absterben und Dürnwerden ein. An dem noch lebendenranken Wedel sieht man nicht selten auf den schwarzen Flecken kleine, hellbraune Gallerttröpfchen, in denen zahllose, cylindrisch-spinelförmige, einzellige, farblose Spermarien enthalten sind. Dieselben sind aus Spermogonien hervorgequollen, die in dieser Periode auf manchem Stroma gebildet werden und *Fusidium Pteridis* Kschör. genannt worden sind. Die Apothecien entstehen in den schwarzen Flecken erst nach dem Tode und reifen nach Ablauf des Winters. Die Sporen sind elliptisch, 0,008 bis 0,010 mm lang.

Auf *Pteris aquilina*.

<sup>1)</sup> Selecta Fungorum Carpologia III, pag. 119.

<sup>2)</sup> Refer. in Centralbl. f. Agrikulturchemie 1885, pag. 819.



VI. *Pseudopeziza Fockel.*

**Pseudopeziza.** Die Apothecien brechen aus der Pflanzenoberhaut hervor, sind sehr klein, hell, rundlich, schüsselförmig, anfangs kugelig geschlossen, dann ihre flache, hellfarbige Fruchtscheibe entblößend, von fleischig oder wachstümlich weicher Beschaffenheit, äußerlich kahl. Die Sporen sind eiförmig oder elliptisch, einzellig, farblos. Alle Pilze dieser Gattung sind Parasiten in Pflanzenblättern, an denen sie Blattsieckenkrankheiten hervorrufen. Auf den kranken, gelb oder braun werdenden Blattsiecken kommen die beschriebenen kleinen Apothecien zum Vorschein.

**Blattsieckenkrankheit des Klee.** 1. *Pseudopeziza Trifolii Fockel* (*Ascobolus Trifolii Bernh., Phyllachora Trifolii Sacc.*). Durch diesen Pilz wird eine Blattsieckenkrankheit des Klee, und zwar auf *Trifolium pratense* und *repens* verursacht, welche bisweilen ganze Kleefelder befällt. Es entstehen auf den noch lebenden Blättern, sowohl im Frühling, wie im Sommer, kleinere und größere, braune bis schwärzliche, allmählich vertrocknende Stellen, auf deren Mitte alsbald, sowohl ober- wie unterseits ein oder mehrere, etwa  $\frac{1}{4}$  mm große, sitzende, rundliche, braune, mit blaßbrauner Scheibe versehene Schüsselfrüchte erscheinen. Die Sporenschläuche enthalten je 8 meist zweireihig liegende, länglich lanzettförmige, einzellige, farblose, 0,010–0,014 mm lange Sporen.

Eine Form desselben Pilzes tritt auch auf auf *Medicago*-Arten, besonders auf Luzernen auf; sie wurde früher als besonderer Pilz unter dem Namen *Phacidium Medicaginis Lib.* (*Phyllachora Medicaginis Sacc.*), beschrieben. Die Flecke, die er auf den Luzerneblättern erzeugt, sind heller, und auch die Apothecien weniger dunkel als beim Klee. Kiehl<sup>1)</sup> hat auf solchen kranken Blattsiecken des Rotklee im Frühling statt der ascustragenden Becher sehr kleine, durch die Epidermis hervorbrechende, napfförmige Organe gefunden, auf denen kleine, länglich cylindrische, stumpfe, hyaline, einzellige Spermarien abgeknüpft werden. Es ist wahrscheinlich, daß diese als *Sporoneima phacidoides* bezeichneten Organe, wie Kiehl behauptet, der *Pseudopeziza* angehören und dann wohl als die Spermogonien derselben zu betrachten sein würden.

**Auf Polygonum Bistorta und viviparum.**

2. *Pseudopeziza Bistortae Fockel.* Die Blätter von *Polygonum Bistorta* erkranken oft, häufiger auf den Gebirgen als in der Ebene, und dort auch diejenigen von *Polygonum viviparum*, unter Auftreten großer, schwarzer, von einem gebräunten Hof in der Blattsubstanz umfäumter Flecke, welche allmählich an Umfang zunehmen und einem Rhytisma ähnlich sehen. In denselben ist das Mycelium durch dichte Verflechtung der Fäden zu einem feinen Pseudoparenchym in der Epidermis und im Mesophyll entwickelt; die Gliederzellen desselben bräunen sich stellenweise und erzeugen dadurch die schwarze Färbung. Letztere breitet sich am Rand der Flecke in dem braunen Saume derselben dendritisch aus. Diese dendritischen Strahlen sind die feinen Blattnerven, auf denen die Bräunung zuerst beginnt. Diese Flecke für sich allein waren den älteren Mykologen unter dem Namen *Xyloma Bistortae DC.* bekannt. Auf der Unterseite derselben entwickeln sich aber bald heerdenweis die etwa  $\frac{1}{2}$  mm breiten, kreisrunden, länglichen oder unregelmäßig zusammenhängenden, dunkelbraunen Apothecien, deren

<sup>1)</sup> Vergl. Rabenhorst, Fung. europ. Nr. 2057.

Echsläuche je 8 länglich-keulenförmige, etwas gekrümmte, 0,012—0,014 mm lange, einzellige, farblose Sporen enthalten.

3. *Pseudopeziza axillaris* *Rostr.*, in den Blattachseln von *Saxifraga saxifraga* in Grönland, mit 1—1,5 mm großen dunkelbraunen Apothecien. Auf *Saxifraga*.

4. *Pseudopeziza Alismatis* *Sacc.*, auf gelbbraunlichen Blattscheiden von *Alisma Plantago*, auf denen gesellig die fast farblosen oder bläßbräunlichen, schüsselförmigen Apothecien sitzen, welche nur 0,1—0,25 mm Durchmesser haben. Die Sporen sind länglich, 0,012—0,014 mm lang. Auf *Alisma*.

## VII. *Fabraea* *Sacc.*

Diese Gattung stimmt mit der vorigen ganz überein bis auf die zweizelligen Sporen. *Fabraea*.

1. *Fabraea Ranunculi* (*Fr.*) *Karst.* (Dothidea *Ranunculi* *Fr.*, *Pseudo-* auf *Ranunculus* *peziza* *Ranunculi* *Fuekel*, *Peziza* *Ranunculi* *Chaillat* in *lit. Herb. Lips.*, *Phycidium* *Ranunculi* *Wallr.*, *Excipula* *Ranunculi* *Robenh.*), erzeugt auf den lebenden Blättern verschiedener *Ranunculus*-Arten große, gelbe, später bräunliche, zuletzt dürr und schwärzlich werdende Flecke. Auf der Unterseite der noch gelben Flecke zeigen sich schon die jugendlichen, auf den tiefer verjärten die vollständig entwickelten, schwärzlichen, 0,2—0,8 mm breiten Schüsselförmigen, welche gestielte, keulenförmige Echsläuche mit je 8 zweireihig liegenden, keulenförmigen, zweizelligen, 0,012—0,015 mm langen, hyalinen Sporen enthalten.

2. *Fabraea Rousseauiana* *Sacc. et Bonm.* (*Naevia* *Calthae* *Karst.*), auf braunen, später gelblichen, endlich grauen Flecken der Blätter von *Caltha palustris*. Die Apothecien stehen auf beiden Blattseiten und sind gelbrötlich, die Sporen elliptisch, zuletzt zweizellig, 0,05—0,06 mm lang. Auf *Caltha*.

3. *Fabraea Cerastiorum* (*Wallr.*) *Sacc.*, (*Pseudopeziza* *Cerastium* *stiorum* *Fuekel*, *Peziza* *Cerastiorum* *Fr.*, *Phycidium* *Cerastiorum* *Wallr.*), auf den lebenden Blättern von *Cerastium* *triviale*, *glomeratum* und andern Arten, wo sie gelbe Flecke und bald völliges Vergilben des Blattes hervorbringt. Auf der Unterseite der erkrankten Blätter finden sich die bis 1/2 mm großen, runden, braunen Apothecien mit hellbrauner Scheibe, die Sporen sind länglich, 0,007—0,010 mm lang. Auf *Cerastium*.

4. *Fabraea Astrantiae* (*Ces.*) *Sacc.* (*Phacidium* *Astrantiae* *Ces.*, *Pseudopeziza* *Saniculae* *Niessl.*, *Excipula* *Saniculae* *Robenh.*), erzeugt auf lebenden Blättern von *Sanicula europaea* und *Astrantia* *major* große, gelbe, vom Centrum aus dendritisch sich bräunende Flecke, auf deren Unterseite die 0,2—0,4 mm breiten, bräunlichen Apothecien hervorbrechen. Sporen 2—4 zellig, länglich, 0,015—0,018 mm lang. Ein conidientragender Zustand dieses Pilzes, *Rhytisma stellare* *Strauss.*, genannt, ist auf den Blättern von *Astrantia* *major* gefunden worden<sup>1)</sup>. Brefeld<sup>2)</sup> hat bei seinen Kulturen dieses Pilzes ebenfalls Conidienbildung beobachtet. *Astrantia*.

## VIII. *Keithia* *Sacc.*

Von den vorigen Gattungen nur durch die zweizelligen, braunen Sporen und vierporigen Asci unterschieden. *Keithia*.

<sup>1)</sup> Flora 1850; Weilage, pag. 50.

<sup>2)</sup> Mycologische Untersuch. IX, pag. 51, 325.

**Auf Juniperus.** *Keithia tetraspora* Sacc. (*Phacidium tetraspora* Phill.), auf gelb-  
braunen Flecken der Nadeln von Juniperus in England.

### IX. Beloniella Sacc.

**Beloniella.** Die Apothecien treten weit aus dem Pflanzentelle hervor, sind  
anfangs kuglig geschlossen, dann entblößen sie die krug-, später schüs-  
förmige, flache, feinfaserig verandete, hellfarbige Fruchtscheibe und sind  
außen braun und glatt, wachsartig weich. Die Sporen sind meist  
spindelförmig, 2 bis 4zellig.

**Auf Potentilla.** *Beloniella Dehnii* (Rabenh.) Rehm. (*Peziza Dehnii* Rabenh.),  
*Pseudopeziza Dehnii* Fockel), bringt auf *Potentilla norvegica* eine Krank-  
heit hervor, die dadurch ausgezeichnet ist, daß die grünen, kaum blühenden  
Zweige von der Basis an successio aufwärts, die Stengel, die Blattstiele, die  
Hauptrippen und die Seitenerven des Blattes unterseits sich mit den zahl-  
reichen, schwarzbraunen, im feuchten Zustande hellbraunen Apothecien be-  
decken, deren Größe auf den dickeren Teilen  $\frac{1}{2}$ —1 mm ist, aber mit der  
Stärke der Blattrippen und Nerven abnimmt. Die Sporen sind lang  
spindelförmig, zweizellig, 0,012—0,015 mm lang.

### X. Dasyscypha Fr.

**Dasyscypha.** Die Apothecien brechen aus dem Pflanzentelle hervor als sitzende  
oder kurz gestielte, anfangs kuglig geschlossene, dann rundlich geöffnete  
Schüsselfeichen, welche eine zart verandete Fruchtscheibe besitzen und außer-  
lich mehr oder weniger dicht bedeckt sind mit meist langen Haaren.  
Die achtsporigen Schläuche haben Paraphysen zwischen sich und ent-  
halten längliche oder spindelförmige, meist einzellige, farblose Sporen.  
Die meisten Arten sind Saprophyten.

**Lärchenkrebs.** *Dasyscypha Willkommii* R. Hart. (*Corticium amorphum* Fr.,  
*Peziza calycina* Schum., *Dasyscypha calycina* Fockel, *Helotium* Willkom-  
mii Wett.) Dieser Pilz ist die Ursache des Lärchenkrebses, einer Krank-  
heit der Lärchen, welche durch Willkomm<sup>1)</sup> genauer bekannt und weiter  
von R. Hartig<sup>2)</sup> untersucht worden ist. Nach letzterem Forscher wird die  
Rinde der Lärche durch diesen Pilz nur an irgend einer Wundstelle infiziert,  
insbesondere an solchen Stellen, die durch das Herunterbeugen der Zweige  
bei Schnee oder Dufthang im oberen Winkel an der Basis des Zweiges  
entstehen, oder die durch Hagelschlag oder durch Insektenfraß, namentlich  
durch die Lärchenmotte, veranlaßt werden. An solchen Punkten entwickelt  
sich das kräftige, septierte Mycelium in der Rinde teils intercellular, teils  
innerhalb der Siebröhren fortwachsend, die Gewebe tödend und bräunend  
und auch in den Holzkörper bis ins Mark eindringend. Der gesund ge-  
bliebene Teil des Zweigumfanges grenzt sich gegen die getötete Rindenstelle

<sup>1)</sup> Botan. Zeitg. 1842, pag. 12.

<sup>2)</sup> Die mikroskopischen Feinde des Waldes II, pag. 167 ff.

<sup>3)</sup> Untersuchungen aus d. forstbot. Institut I., pag. 63; II, pag. 167, und  
Lehrbuch der Baumkrankheiten. 2. Aufl., pag. 109.

durch eine breite Korkschicht in der Rinde ab und setzt nun das Dickenwachstum seines Holzkörpers fort, so daß der Zweig hier weiter in die Dicke wächst, während die getödete Rindenstelle vertrocknet und gewöhnlich unter Ausfließen von Harz platzt. Wir haben dann eine sogenannte Krebsstelle vor uns. Diese vergrößert sich nun alljährlich in der ganzen Peripherie, indem die Erkrankung trotz der gebildeten Korkschicht über dieselbe hinausgreift, weil das Mycelium entweder durch die Cambiumschicht oder durch den Holzkörper wieder in die lebende Rinde eindringt. Der neu erkrankte Rindentheil wird dann im Sommer wieder durch eine neue Korkschicht abgegrenzt. Je öfter dies geschieht, desto mehr wird der noch lebende Teil des Zweigumfanges eingeschränkt und der Zuwachs immer einseitiger, und hat endlich der Krebs den ganzen Zweig oder Stamm umfaßt, so stirbt der letztere oberhalb dieser Stelle ab. Dieser Zeitpunkt kann schnell oder manchmal sehr spät eintreten. Die Keimung der Sporen des Pilzes ist schon von Willkomm beobachtet worden. R. Hartig konnte durch künstliche Infection mit den Sporen an jeder Stelle einer gesunden Lärche eine Krebsstelle erzeugen. Bald nach dem Tode der harzdurchtränkten Rinde brechen auf der Krebsstelle steinadelkopfgroße, gelbweiße Polsterchen hervor, welche eine Conidienfruktifikation darstellen; sie enthalten im Innern runde oder wurmförmige Höhlungen, auf deren Wänden zahllose äußerst kleine Sporen gebildet werden. Diese Polster vertrocknen sehr leicht und entwickeln sich nur an Stellen, wo sie von anhaltend feuchter Luft umgeben sind. Unter dieser Bedingung erscheinen dann auf ihnen die eigentlichen Apothecien als kurz gestielte, äußerlich weiße und filzige Schüsselförmige mit einer zart berandeten, orangerothen Fruchtscheibe; die Sporen sind länglich-elliptisch oder verlängert keulenförmig, 0,016—0,025 mm lang und 0,006 bis 0,008 mm breit. Nach R. Hartig erkranken die Lärchen in feuchten Lagen schnell und sterben ab, und aus der toten Rinde treten dann die Apothecien hervor, ohne daß große Krebsstellen sich gebildet haben. Der Pilz ist in den Beständen der Lärchen auf den Alpen ursprünglich einheimisch, gefährdet hier aber den Baum fast nur in dumpferen Lagen der Thäler und in der Umgebung der Seen. Nach R. Hartig waren die Lärchenkulturen, welche man im Anfange dieses Jahrhunderts in Deutschland bis zu den Küsten der Nord- und Ostsee anlegte, lange Zeit gesund, sind aber nach und nach durch den aus den Alpen niedersteigenden Pilz und durch Verfehlung kranker Lärchen aus den Baumschulen und von Revier zu Revier verseucht worden, indem der Pilz in der feuchteren Luft der Ebene und in den hier auftretenden Beschädigungen durch Insekten günstige Bedingungen vorfand. Sorauer<sup>1)</sup> ist der Ansicht, daß besonders Frostbeschädigungen, denen die Lärche in der Ebene mehr ausgesetzt sei, die erste Veranlassung des Lärchenkrebtes sei; er scheint sogar den Frost allein für die Ursache der Krankheit zu halten. Als Gegenmittel werden von R. Hartig angegeben: Anbau des Baumes nur im einzelnen Stande, vornehmlich unter andre Holzarten eingeprengt, nur in freien Lagen, und nie in reinen Beständen; Vorzicht beim Bezug fremder Pflanzen; Bejätigung und Verbrennen etwa erkrankter Pflanzen in den Saat- und Pflanzbeeten.

Unentschieden ist, ob die als Kanter oder Krebskrankheit der <sup>Krebskrankheit</sup> Chinarbäume auf der Insel Sava bekannte Erkrankung hierher gehört. <sup>der Chinarbäume.</sup>

<sup>1)</sup> Pflanzentraktheiten. 2. Aufl. II, pag. 305.

Barburg<sup>1)</sup>, welcher über dieselbe berichtet, unterscheidet einen Stamm- oder Kistkrebs, bei welchem er einen der Daesycepha ähnlichen Pilz einmal auffinden konnte, und einen Wurzelkrebs, wobei sich Mycelbildungen ähnlich denen des *Agaricus melleus* (S. 236) zeigten.

### XI. Rhizina Fr.

Rhizina.

Große, erdbodenbewohnende Schwämme, in Gestalt eines aus- gebreiteten, unebenen, in der Mitte unterseits ohne Stiel auf dem Erdboden festhängenden Fruchtkörpers, deren im Boden wachsendes Mycelium auf den Baumwurzeln parasitisch leben soll.

Ringseuche der  
Seefischern.

*Rhizina undulata* Fr., wächst mit seinem 2,5–8 cm breiten, kastanien- braunen Fruchtkörpern auf Sandboden in Nadelwäldern. Bei einer in den 70er Jahren in Südrankreich an den Seefischern aufgetretenen Krankheit, Ringsseuche, maladie du rond, genannt, wo die Bäume auf kreisförmigen Festsstellen absterben, hat man rings um die Festsstellen die Fruchtkörper dieses Pilzes gefunden. Die Wurzeln sterben ab, indem sie von einem Mycelium durchwuchert sind, welches mit den Fruchtkörpern des Pilzes zusammenhängen soll. Das Absterben der Wurzeln erfolgt unter Erguß von Harz, welches mit der umgebenden Erde vermischt. Die Erstgenennung erinnert daher an *Agaricus melleus* oder *Trametes radiciperda*; doch sollen diese Pilze hierbei nicht, wohl aber der vorgenannte gefunden worden sein, weshalb dieser von Prillieux und Roumeguère als die Ursache der Krankheit betrachtet wird<sup>2)</sup>. Neuerdings hat auch R. Hartig<sup>3)</sup> beobachtet, daß dieser Pilz auf einer 1 ha großen Fläche die etwa vierjährigen Pflanzen von *Abies pectinata*, *Pinus Strobus*, *Picea Sitkaensis*, *Larix europaea*, *Tsuga Mertensiana* und *Pseudotsuga Douglasii* tötete.

### XII. Sclerotinia Fuckel.

Sclerotinia.

Alle hierher gehörigen Pilze stimmen darüber überein, daß ihr in der Nährpflanze parasitierendes Mycelium Sclerotien bildet, d. h. überwinternde Dauerzustände, in Form unregelmäßig knolliger Körper, und daß diese, mögen dieselben nun an den toten Teilen der Nährpflanze verblieben sein oder davon sich getrennt haben, im nächsten Frühjahr erst aufkeimen, indem dann aus ihnen die Apothecien hervordachsen. Diese Pilze sind also unter den Discomyceten des Anisogon der Pyrenomyces sclerotioplastae (S. 466). Die Apothecien stellen hier ziemlich große, trompetenförmige Körper dar, d. h. sie haben einen langen, geraden oder gebogenen Stiel, welcher oben in die schüsselförmige, zartberandete Fruchtscheibe übergeht. Die Apothecien kommen einzeln oder zu mehreren aus einem Sclerotium und sind außen glatt, blaß-bräunlich, von wachsartiger Konsistenz. Die mit Paraphysen gemengten Sporenschläuche enthalten je 8 längliche oder elliptische,

<sup>1)</sup> Berichte d. Ges. f. Botan. zu Hamburg III. 1887, pag. 309.

<sup>2)</sup> Refer. in Zucht, botan. Jahresber. für 1887, pag. 100.

<sup>3)</sup> Botan. Centralbl. XXXV. 1891, pag. 237.

einzellige, farblose Sporen. Nicht selten kommt bei diesen Pilzen auch eine Conidienfruktifikation vor, in Form conidientragender Fäden, die früher als Botrytisformen bezeichnet worden; diese grauen, schimmelartigen Bildungen werden oft von dem parasitären Mycelium auf der noch lebenden oder absterbenden Nährpflanze gebildet oder wachsen auch auf den Sclerotien. Die Sclerotinia-Arten sind teils vielleicht obligate Parasiten, die also nur parasitär auf ihren Nährpflanzen wachsen können; manche aber sind fakultative Parasiten, sie wachsen auch auf toter Unterlage, können aber unter Umständen sehr heftig parasitär auftreten. Die Krankheiten, die sie an den Nährpflanzen hervorbringen, sind ziemlich mannigfaltiger Art, indem manche Arten nur ganz bestimmte Teile der Nährpflanze bewohnen und in diesen ihr Sclerotium entwickeln, während andre die Pflanze in den verschiedensten Teilen und auch in den verschiedensten Lebensaltern befallen können, so daß ein und derselbe Pilz bald Krankheiten der Keimpflanze, bald solche der erwachsenen Pflanze und zwar Verderbnis der Stengel oder der Blätter oder der Früchte, selbst der Zwiebeln veranlassen kann.

1. *Sclerotinia Trifoliorum* Erikss. (*Peziza ciborioides* Hoffmann, Sclerotienkrankheit des Kleeß oder des Kleeftrebs. Unsere Kenntnisse über diese Krankheit verdanken wir den Mitteilungen Kühn's<sup>1)</sup> und Rehm's<sup>2)</sup>, denen die folgenden Angaben entnommen sind. Die Krankheit ist zwar ziemlich selten, allein sie kann, wo sie einmal erscheint, epidemisch in den Kleeefeldern auftreten. Man hat sie beobachtet auf Kottlee, Weißklee, Bastardklee und Zuckernattklee. In Frankreich soll sie auch auf Esparsette sehr schädlich auftreten<sup>3)</sup> und nach Kastrup<sup>4)</sup> in Dänemark am stärksten auf *Medicago lupulina*. Ich beobachtete auch Pflanzen von *Arachis hypogaea*, welche unter Bildung zahlreicher Sclerotien erkrankten und abstarben; doch in Ermangelung von Fruktifikation könnte es noch zweifelhaft sein, ob der Pilz hierher gehörte. Ein Mycelium beginnt an irgend einer Stelle der oberirdischen Teile lokal sich zu entwickeln und durchzieht die letzteren endlich vollständig. Seine Fäden sind 0,001 bis 0,015 mm dick, septiert, reichlich verzweigt und drängen sich durch die Interzellulargänge hindurch. Soweit das Mycelium sich erstreckt, wird der Inhalt der Parenchymzellen gebräunt, der Pflanzenteil verfault sich. In dem befallenen Gewebe nimmt die Zahl der Myceliumsfäden infolge reichlicher Verzweigung immer mehr zu; dabei werden die Parenchymzellen immer undeutlicher, ihre Membranen verschwinden; nur die Epidermis und die derberen Teile der Fibrovasalbündel bleiben intakt; das Parenchym ist zuletzt ziemlich ganz von Massen verzweigter und verdichteter

<sup>1)</sup> Hedwigia 1870, Nr. 4.

<sup>2)</sup> Entwicklungsgeschichte eines die Kleearten zerstörenden Pilzes. Götting. 1872.

<sup>3)</sup> Bulletin soc. mycol. VIII, pag. 64.

<sup>4)</sup> Tidsskrift for Landokonomi. Kopenhagen 1890. Ref. in Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892, pag. 107.

Myceliumsfäden verdrängt. Die Pflanze ist dann tot. Das Mycelium sendet nun an diesen Stellen schimmelartige, weiße Büschel blauer Hyphen durch die Epidermis hervor. Diese verzweigen sich reichlich, die Zweige verflechten sich nach allen Richtungen mit einander; es entsteht ein flossiges, weißes, ungefähr rundes Kösschen. Nach wenigen Tagen nimmt das Innere desselben die Beschaffenheit eines festeren, wachstartigen Kernes an, der von dem wolligen Überzuge bedeckt ist. Dieser Kern, die Anlage des Sclerotiums, kommt durch eine dichtere Vereinigung der Hyphen zu stande, wobei dieselben reichlicher Scheidewände bekommen und dadurch zu dem Pseudoparenchym werden, aus welchem das Sclerotium besteht. Die flackige Hülle vertrocknet und verschwindet allmählich. Die ausgebildeten Sclerotien sitzen den abgestorbenen Teilen der Kleepflanzen äußerlich an als schwarze, innen weiße, knollenförmige Körperchen, an den Blättern meist als mohnsamengroße Körnchen, an den Stengeln bis zum Wurzelhals und noch etwas tiefer mehr als flache, fuchsenförmige Ausbreitungen bis zu 12 mm Länge und 3 mm Dide. Ihr weißes Mark besteht aus größeren, verschlungenen, mehr cylindrischen Zellen, die schmale, schwarze Rinde aus kürzeren, derbwandigen, dunklen Zellen. Diese Sclerotien (früher als *Sclerotium compactum* DC. bezeichnet) bilden sich an den im Sommer abgestorbenen Kleeblättern vom November bis April und bleiben nach Verwesung der letzteren allein im Boden zurück. Im Sommer bei Anwesenheit von Feuchtigkeit findet die Keimung derselben statt, d. h. die Entwicklung der Fruchtkörper auf ihnen. Doch können die Sclerotien auch 2<sup>1</sup>/<sub>2</sub> Jahr trocken aufbewahrt werden, ohne ihre Keimfähigkeit zu verlieren. Die Fruchtkörper sind gestielt, bräunlich; ihre flache, zuletzt sogar etwas concave, blaßbräunliche, bereifte Scheibe hat bei den größten 10 mm, bei den kleinsten 1 mm Durchmesser. Der Stiel kommt bis zu 28 mm Länge vor; es hängt dies davon ab, wie tief das Sclerotium im Boden sich befindet oder durch Blätter u. verdeckt ist; denn der Stiel wächst oft unter Windungen, so lange, bis die Scheibe ans Licht gekommen ist. Die Länge der Sporen wird zu 0,016—0,02 mm, die Breite zu 0,008—0,01 mm angegeben. Bei Anwesenheit von Feuchtigkeit keimen die Sporen nach Rehm nach 4 bis 6 Tagen unter Bildung eines keimschlauches, welcher meist mehrere Zweige bildet, auf denen ein oder mehrere kugelige Sporidien abgeknüpft werden. Rehm erhielt an jungen, aus Samen erzeugten Kleepflanzen, die unter einer Glasglocke kultiviert wurden und auf welche er Sporen gelangen ließ, Anfänge des Myceliums im Innern der Blätter. Den Vorgang des Eindringens der Keimschläuche hat er nicht näher beobachtet. Nach Vorstehendem sind die Sclerotien die Überträger des Pilzes auf die nächstjährige Kleevegetation. Die übliche 2- bis 3-jährige Benutzung der Kleeschläge würde also dem Umsichgreifen der Krankheit günstig sein. Wo die letztere daher irgend auffällig in einem Kleeelde sich zeigt, wäre eine nur einjährige Benutzung und Umbrechen des Feldes nach der Ernte angezeigt. Indessen soll nach Kstrup's (l. c.) Beobachtungen die Krankheit nur im ersten Jahre in augenfälligem Maße auftreten, die zweijährige Pflanze unempfindlich sein; Latrindungen scheine die Entwicklung der Krankheit zu fördern, desgleichen dichter Wuchs. Kstrup empfiehlt daher, den Klee mit reichlicher Grasmischung anzuzüchten und ergriffene Felder nicht zu bald wieder mit Klee zu bestellen.

*Sclerotinia*  
*Libertiana.*

2. *Sclerotinia Libertiana* *Fuekel* (*Peziza Sclerotiorum* *Libert*,  
*Peziza Kauffmannia* *Tichomiroff*, *Rutstroemia homocarpa* *Karst.*). *Tiefert*

Witz ist ein Parasit vieler verschiedener Pflanzen und es sind daher auch verschiedene Pflanzenkrankheiten hier aufzuführen. Im allgemeinen ist aber das Krankheitsbild bei dem Befall durch diesen Witz überall das gleiche. Das Mycelium durchzieht die Stengel krautartiger Gewächse, bald schon im Keimlingsstadium, und dann ein Umfallen der Keimpflanzen bewirkend, bald im älteren und selbst im erwachsenen Zustande, hier gewöhnlich in der Markhöhle der dicken Stengel bis zur Wurzel herab Sclerotien bildend. Diese zeichnen sich durch bedeutende Größe und durch die Gestalt von unregelmäßigen, feinhöckerigen, schwarzen, innen weißen Knollen aus. Sie werden bis über 1 cm dick, doch richtet sich das nach dem Raume der Markhöhle; in dünneren Stengeln haben sie mehr langgestreckte, an Rülpferamente erinnernde Form. Solche Sclerotien hat man früher bereits in faulenden Stengeln der betreffenden Pflanzen gefunden<sup>1)</sup>; man beschrieb sie unter dem Namen *Sclerotium compactum* DC. Manchmal bilden sich Sclerotien auch in der Rinde, mehr oberflächlich und haben dann postlerförmige oder fuchensförmige platte Gestalt und eine Dicke von 1 bis einigen Millimetern. Die letzteren Formen sind früher *Sclerotium varium* Pers. und die ganz dünnen, oft langgestreckten *Sclerotium Brassicae* Pers. genannt worden. Aus den verpilzten Stengeln wachsen bisweilen Conidienträger in Form eines grauen Schimmels hervor, welche früher als *Botrytis cinerea* Pers., beschrieben worden sind (Fig. 91). Daß der Witz die *Botrytis*-Fruchtifikation nur für *Sclerotinia Fuckeliana* charakteristisch ansieht und sie der *Sclerotinia Libertiana* abspricht, indem er meine Beobachtungen über die *Botrytis*-Bildung des Rapskrebs-Witzes in Zweifel zieht, ist unangebracht und steht auch nicht im Einklange mit den Beobachtungen von Behrens an dem unten zu erwähnenden Hauskrebs, der, obgleich man ihn zu *Sclerotinia Libertiana* rechnet, doch bald mit, bald ohne *Botrytis*-Fruchtifikation auftrat. Auf den überwinterten, auf feuchtem Boden liegenden Sclerotien entstehen im Frühling die blaßbräunlichen Apothecien einzeln oder zu wenigen; sie unterscheiden sich von den verwandten Arten durch ihre im Centrum trichterförmig vertiefte Fruchtscheibe, welche 4–6 mm breit ist; der Stiel ist 2–3 cm lang, cylindrisch, von einem engen Kanal durchzogen. Die elliptischen Sporen sind 0,009–0,013 mm lang; sie werden aus den Schläuchen herausgeschleudert und sind sofort nach der Reife keimfähig. Über gelungene Infektionsversuche sowohl mit den *Botrytis*-Conidien, als auch mit den Ascosporen ist zuerst von mir in der vorigen Auflage dieses Buches S. 536–537 berichtet worden. Zugleich habe ich daselbst auch bereits gezeigt, daß der Witz auch saprophyt fräftig zu gedeihen vermag. Das Mycelium bricht leicht überall aus den getötenen Teilen der Rapspflanze hervor; Stengel und Wurzeln, in einen abgeschlossenen, feuchten Raum gelegt, hüllen sich binnen einem Tage in eine dicke Matte eines flockigen, weißen Myceliums. Im Boden wuchert das letztere fräftig weiter; um die befallenen Wurzeln findet es sich in der Erde bald in Form zahlreicher, locker spinnwebartiger Fäden, bald in dichten, weißen Häuten, bald in

<sup>1)</sup> Vergl. Coemans in Bulletin de l'Academie roy. des sciences de Belgique. 2. sér. T. IX. (1860), pag. 62 ff. Daß sie von einem parasitischen Witz herrühren, war nicht bekannt.

<sup>2)</sup> Aber einige Sclerotinien und Sclerotienkrankheiten. Botan. Zeitg. 1886, Nr. 22–27.



feinen, wurzelartigen, parallelfaserigen Strängen. Biskwellen tritt das Mycelium aus den toten Stengeln in einer weniger voluminösen Form hervor, nämlich um auswendig Sclerotien zu bilden. Kleine Büschel von Fäden wachsen über die Epidermis hervor, verzweigen sich ähnlich wie Conidienträger, aber ohne Sporen zu bilden, und werden durch fortgesetzte starke Verzweigung und Verflechtung zu weichen, flockigen Ballen, aus denen in wenig Tagen ein kugeliges Sclerotium sich bildet. Selbst an der inneren Wand von Glasglocken, unter welche abgestorbene Stengelstücke gelegt worden sind, breitet sich das Mycelium aus und bildet Sclerotien. Auch die Conidien sind, wenn sie zu einem neuen Mycelium auskeimen, zu einer saprophytischen Ernährung befähigt. Ich fand sie sofort nach der Reife keimfähig; sie trieben, z. B. auf Pflanzen decoct ausgesät, schon nach 14 Stunden kräftige Keimschläuche, die sich wie die parasitischen Myceliumsfäden durch Scheidewände in Gliederzellen teilten und sich verzweigten. Sie entwickelten sich auf diesem Substrat weiter zu einem überaus üppigen Mycelium, in Glasglocken die ganze Oberfläche der Flüssigkeit endlich wie mit einer dicken, gallertartigen Haut überziehend, an den Gefäßwänden emporsteigend. Bald bedeckte sich die ganze Oberfläche dieses Myceliums mit einem dichten, gleichmäßigen Rasen von Botrytis-Conidienträgern, denjenigen gleich, die auf lebenden Stengeln erscheinen. Vor dem Erscheinen der Conidienträger emporstehen an zahllosen Stellen des Myceliums durch Bildung wiederholt sich kurz dichotomisch verzweigender und verflechteter Seitenästchen sehr kleine, sclerotiumartige, allmählich sich bräunende, rundliche Körperchen. Diese bleiben unverändert bei Nahrungsmangel; bei reichlicher Nahrung sproßt auf ihnen je ein Büschel von Conidienträgern empor. Sie sind daher vielleicht weniger eigentliche Sclerotien, als vielmehr den Zellenconglomeraten zu vergleichen, die auch den Conidienträgern des parasitischen Pilzes als Baßis dienen. Nach den neueren Untersuchungen de Bary's (l. c.) wird die Infektionskraft des Myceliums dadurch bedeutend erhöht, daß es vorher saprophytisch zu kräftiger Ernährung gebracht worden ist. Denn wenn er auf Stücke von Mohrrüben welche durch Eintauchen in heißes Wasser getötet worden waren, Ascosporen ansäte, so wurde schon nach 24 Stunden das weiße Mycelium sichtbar, bildete Sclerotien und verbreitete sich schnell weiter; dagegen blieben ungebräute Mohrrübenstücke wochenlang gesund, obgleich viele Ascosporen auf ihnen lagen, welche nur kurze Keimschläuche getrieben hatten. Sobald aber ein Tropfen Nährlösung auf das lebende Stück zu den keimenden Sporen gebracht wurde, erlag daselbe wie ein gebräuhtes. Ebenso sah de Bary Keimlinge von *Petunia* erst dann infiziert werden und absterben, wenn mit den ausgesäten Sporen Nährlösung auf die Oberfläche der Pflänzchen gebracht wurde. Nach de Bary wächst der Pilz schon bei einigen Graden über 0, sehr üppig bei + 20° C. Für seine saprophytische Ernährung sind Fruchtstücke, 5—10 proc. Lösungen von Traubenzucker mit Pepsin oder mit weinfaurem Ammoniak, oder mit Salzwasser neben den nötigen Aschenbestandteilen geeignet; sowohl saure wie neutrale Lösungen sind tauglich. Nach de Bary bildet das Mycelium beim parasitären Eindringen in die Nährpflanze Gastbüschel, nämlich quastenartige Büschel kurzzeitiger Zweige, welche sich mit ihren Enden auf die Epidermis aufheben; die davon berührten Epidermiszellen beginnen dann abzustarben und die Bräunung und Erweichung des Gewebes schreitet von dort aus in die Tiefe fort; erst nachdem dies geschehen ist, treiben die Enden des Gast-

häßliche Fäden, welche in die getöteten Epidermiszellen einbringen. Auch geht immer das Absterben der Zellen und das Verschwinden der Luft aus den Intercellulargängen weit über die Orte hinaus, welche von dem Mycelium bereits befallen sind. de Bary schließt daraus, daß das Mycelium des Pilzes zuerst durch Abgabe einer Flüssigkeit die Gewebe der Nährpflanze vergiftet und daß der Saft der so getöteten Zellen dann erst dem Mycelium zur Ernährung dient. Zu der That zeigte sich, daß der aus verpilztem Gewebe ausgepreßte Saft an gesundem Pflanzengewebe Bläschenolyse der Zellen, Quellung der Zellwände und Lockerung des Zellverbandes hervorbrachte; er enthält außer gewöhnlichen Pflanzenstoffen ziemlich viel Oxalsäure, doch bringt diese für sich allein nicht jene zerlegenden Wirkungen hervor; vielmehr scheint es ein ungeformtes Ferment zu sein, welches in saurer Lösung die Zellwände auflöst; denn durch Aufkochen verliert der Saft seine Giftwirkung. de Bary führt eine Anzahl von Gründen an, welche beweisen sollen, daß auch eine Prädisposition der Nährpflanze dazu gehört, um von dem Pilze und von der Krankheit befallen zu werden. Daß der Pilz verschiedene Nährpflanzen befallen kann, ist schon von mir in der ersten Auflage dieses Buches S. 538 erwähnt worden, denn es gelang, den Rapspilz und die Krankheit auch auf Keimpflanzen von *Sinapis arvensis* und von Klee zu übertragen. Vielfache weitere Übertragungen sind von de Bary erfolgreich ausgeführt worden. Dabei zeigte aber der Jugendzustand der Pflanze eine besonders große Empfänglichkeit, denn es fand sich, daß außer den unten anzuführenden Nährpflanzen junge Keimpflanzen von *Datura Stramonium*, *Lycopersicum esculentum*, *Trifolium*, *Viola tricolor*, *Helianthus annuus*, *Senecio vulgaris*, *Lepidium sativum*, sowie junge Kartoffeltriebe dem Pilze erliegen, so daß vielleicht alle dicken Pflanzen in diesem Lebensalter infektionsfähig sind, während die meisten dieser Pflanzen im späteren Alter nicht mehr angegriffen werden. Auch die Thatfache des nach Gegenden sehr ungleichen Befalles der verschiedenen Nährpflanzen will de Bary aus ungleichen Prädispositionen erklären. Von mir sind noch folgende Übertragungsversuche gemacht worden und zwar immer unter Benützung der Conidien von *Botrytis cinerea*. Auf kranken Buchweizenblättern entstandene Conidien wurden auf unverwundete Blätter von Buchweizen sowie auf solche angesetzt, an welchen auf kleinen, ca. 1 cm großen Stellen die Epidermis abgezogen worden war; es erkrankten nur die verwundeten Blätter. Zwiebeln wurden unverletzt und absichtlich verwundet mit von Buchweizen herrührenden Conidien infiziert; die verwundeten erkrankten schnell und bildeten reichlich wieder Conidien und *Botrytis*; die unverletzten erkrankten langsamer, eine gar nicht. Keimpflanzen von Buchweizen und von Rüben wurden mit *Botrytis*-Sporen, welche auf Buchweizen entstanden waren, geimpft; die Buchweizenpflänzchen erkrankten viel schneller als die Rübenpflänzchen. Von Buchweizen ließ sich der Pilz auch auf Weinblätter unter Bildung von *Botrytis* und Sclerotien übertragen, ebenso von Phaseolus auf Wein- und Buchweizenblätter, desgleichen von *Pelargonium* auf Weinblätter, und zwar trat die Wirkung auf die jungen Weinblätter rascher ein als auf ältere.

Die häufigsten Nährpflanzen dieses Pilzes sind in der folgenden Aufzählung der wichtigsten durch ihn verursachten Krankheiten erwähnt.

a) Die Sclerotienkrankheit des Rapses oder der Rapskrebs. Sclerotienkrank. Diese zuerst durch mich (vorige Auflage dieses Buches, S. 531, wo die Gatt. des Rapses.

folgenden Angaben bereits gemacht worden sind) genauer bekannt gewordene Krankheit trat im Jahre 1879 in der Gegend von Leipzig auf verschiedenen Rapsfeldern auf. Nach den mir darüber gewordenen Mitteilungen zeigte sie sich meistens vereinzelt, auf einem Felde aber epidemisch, in sehr hartem Grade und gleichmäßig über dasselbe verbreitet, so daß kranke und gesunde Pflanzen überall durcheinander standen. Man bemerkte Anfang Juli, daß das Rapsfeld vorzeitig gelb wurde, sogenannte Früh- oder Rotreife eintrat.

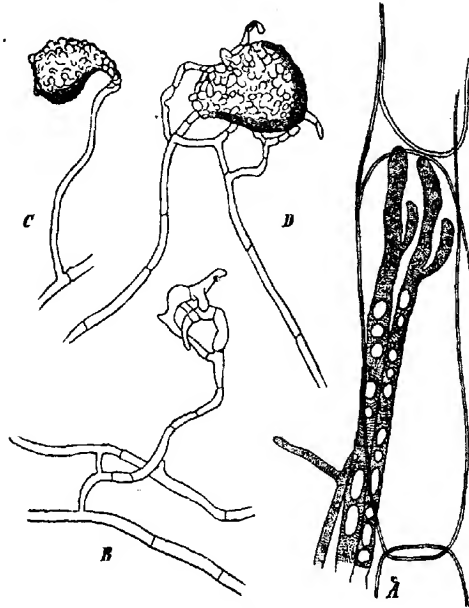


Fig. 90.

**Sclerotienkrankheit des Rapses.** A Einige Zellen des Rindeparenchyms eines durch künstliche Infektion erkrankten Stengelchen einer Rapskeimpflanze, mit einigen kräftigen, zwischen den Zellen emporwachsenden Mycelfäden. 300 fach vergrößert. B, C, D verschiedene Stadien der Entwicklung der Sclerotien durch Verflechtung von Mycelfäden. 200 fach vergrößert.

In mittlerer Höhe, häufiger im unteren Stiel des Stengels bis zur Wurzel, zeigte sich eine spezifische Erkrankung als nächste Ursache des frühzeitigen Gelb- und Dürnwerdens der oberen Teile. Gewöhnlich ist im ganzen Umfange diese Stelle bleich, fast weiß, mitunter auch rötlich. Unten und oben, beziehentlich nur oben grenzt das bleiche Stiel noch an gesunde

grüne Partien. Soweit als die Entfärbung sich erstreckt, ist die Rinde zusammengefallen oder fast verzehrt, so daß die Epidermis fast lose dem Holzförper aufliegt und äußerst leicht sich abschälen läßt. Bricht man die kranken Stengel auf, so zeigen sie vorwiegend im unteren Teile in ihrem Marke die schwarzen, knollenförmigen Sclerotien. Ein üppiges Mycelium hat hier die Rinde durchwuchert und fast vollständig zerstört, so daß eine Masse von Myceliumsfäden die Stelle der Rinde einnimmt. An der Grenze der gesunden und kranken Partie sieht man auf Längsschnitten die Pilzfäden aus dieser in jene vordringen und sich zwischen die Längstreihen der Parenchymzellen eindrängen (Fig. 90 A). Sie sind bis 0,02 mm dick, mit häufigen Scheidewänden versehen, sehr reich erfüllt mit farblosem, körnigem, oft viele, große Vacuolen enthaltendem Protoplasma und verzweigen sich in lange Äste, welche zwischen den Nachbarzellen in gleicher Richtung vorwärts wachsen und anfänglich oft mehrmals dünner (bis 0,003 mm) sind, aber bald ebenso stark werden. Bei der bedeutenden Dichte der Fäden, die derjenigen der Rindezellen manchmal fast gleichkommt, und bei der starken Verwucherung derselben ist es begreiflich, daß Rinde und Pflaum bald verdrängt werden. Nur in der ersten Periode der Krankheit ist die Rinde allein, das Mark nicht oder nur von spärlichen Myceliumsfäden durchzogen. Diese gelangen borthin durch die Markstrahlen und besonders durch die Unterbrechungen des Holzringes an den Insertionen der Ästler und Zweige. Im Marke vermehrt sich das Mycelium sehr bald bedeutend; der Stengel wird an diesen Stellen teilweise hohl oder enthält die Reste des geschrumpften und vertrockneten Markes und immer eine Masse weißen, lockeren, faserigen oder flockigen Myceliums. Im letzteren beginnt dann sogleich die Bildung von Sclerotien. An einzelnen Punkten entstehen durch vermehrte Verzweigung und Verflechtung der Myceliumsfäden (Fig. 90 B, C, D) weiße, weiche Ballen von der Größe des zu bildenden Sclerotiums, welche zunächst noch ganz locker sind und sich auf ein sehr kleines Volumen zusammenziehen lassen. Im Centrum des Ballens beginnt dann die Verdichtung zu fleischiger Beschaffenheit, indem die Fäden sich vermehren, dichter sich verflechten, und die lufthaltigen Lücken zwischen ihnen verschwinden. Dieser Prozeß schreitet gegen die Peripherie fort, und so erreicht endlich das Sclerotium seine Ausbildung; die oberflächliche Partie nimmt aber daran nicht teil, sondern verbleibt als ein filziger, weißer Überzug, oder das Sclerotium ist ganz von dichten, faserigen Myceliummassen eingehüllt. Zuletzt grenzt sich unter dieser Hülle die schwarze Rinde ab von dem übrigen weißen inneren Teile oder dem Marke des Sclerotiums. Letzteres zeigt auf dem Durchschnitte wegen der regellosen Verflechtung der Hyphen diese in allen möglichen Richtungen durchschnitten; die Rinde besteht aus mehreren Lagen festverbundener, isodiametrischer Zellen, indem hier die Hyphen sehr kurzgliedrig werden, und diese haben dickere und braungefärbte Membranen. Schließlich fällt die vom Mycelium herrührende, filzige, weiße Hülle der Sclerotien zusammen und wird teilweise unkenntlich, das reife Sclerotium löst sich ringsum aus ihr und aus dem vertrockneten Stengelmark, dem es etwa noch eingebettet ist, heraus. Die ausgebildeten Sclerotien, deren manchmal wohl 50 und mehr in einem Stengel liegen, finden sich von allen Größen von 2 bis 10 mm Durchmesser; die größten füllen die ganze Breite der Markhöhle aus. Die zahlreichsten und größten liegen am Grunde des Stengels, an der Grenze der Wurzel; sie sind sehr unregelmäßig rund,

länglichrund, höckerig oder gelappt, feucht sind sie fleischig weich, trocken fortkartig. Außerdem bilden sich Sclerotien auch, wiewohl weniger zahlreich, in der Rinde des Stengels und der Wurzel aus dem dort befindlichen Mycelium, und haben hier die oben beschriebene mehr abgeplattete Form; auch innerhalb der Stengelhöhle kommen solche Formen der Innenfläche des Holzes ansitzend vor. Die Anfänge der Stengelerkrankung bemerkte ich in einer gewissen Höhe über dem Boden, mitunter erst in Fußhöhe. Bis dorthin waren das untere Stüt und die Wurzeln völlig gesund. Einige Pflanzen sah ich, wo die kranke Stelle erst wenige Centimeter sich ausgebreitet hatte. Das Mycelium schreitet von diesen Angriffspunkten aus im

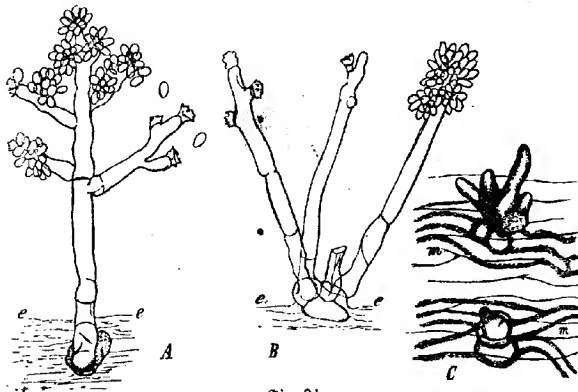


Fig. 91.

**Botrytis cinerea Pers.**, Conidienträger der Sclerotinia Libertiana auf den kranken Stengeln der Rapspflanzen. A und B zwei verschiedene Formen von Conidienträgern, aus der Epidermis ee hervorbrechend. C Anfang der Entstehung der Conidienträger, als Zweige der unter der Epidermis liegenden und durchsetzenden Myceliumfäden mm, büschelweise hervortretend, der obere Büschel zwischen zwei Epidermiszellen, der untere durch eine Spaltöffnung. 200fach vergrößert.

Stengel weiter, aber augenscheinlich nach abwärts viel leichter und rascher als nach oben; es erreicht daher bald die Wurzel und dringt auch in dieser vorwärts, nicht selten den ganzen stärkeren Teil der Pfahlwurzel durchziehend. Auch hier wächst es sowohl im Marke als auch in der Rinde, die sich infolge dessen bräunt und abstirbt. Aus den in der Luft befindlichen, und zwar sowohl aus den schon abgestorbenen als auch aus den noch lebenden erkrankten Teilen treibt der Pilz bisweilen zahlreiche conidientragende Fruchtkörper hervor, die oben erwähnte *Botrytis cinerea Pers.* (Fig. 91). Bedingungen hierzu sind unbewegte Luft und ein gewisser Grad von Feuchtigkeit. Wenn kranke Stengel zwischen Papier gelegt werden oder in Mehrzahl beisammen stehen oder liegen, so überziehen sich manche in kürzester Zeit mit diesem dichten, grauen oder bräunlichen Schimmel, der streng auf die Stellen beschränkt ist, wo innen das Mycelium sich befindet. Auch auf dem Raps-

selbe sind bei etwas dichtem Stande an den verborgenen unteren und mittleren Stengelstellen jene Bedingungen gegeben. Diese Fruchthyphe entstehen dadurch, daß von den unter der Epidermis liegenden zahlreichen Myceliumfäden ein kurzer, papillenförmiger Zweig sich nach außen wendet, entweder indem er sich durch eine Spaltöffnung oder zwischen den mürbe und locker gewordenen Epidermiszellen selbst hinausdrängt (Fig. 91 C). Er verzweigt sich gewöhnlich sogleich wieder in einige wiederum papillenförmige Zellen, und diese wachsen nun in je eine Fruchthyphe aus (Fig. 91 A, B). Darum stehen häufig mehrere Conidienträger büschelförmig auf einer gemeinsamen, aus einigen halbkugelförmigen oder papillösen Zellen bestehenden Basis. Sie erheben sich ungefähr rechtwinklig von der Stengeloberfläche; jeder ist ein ziemlich dickes, meist durch ein oder mehrere Querscheidewände gegliedertes, später, besonders an den unteren Teilen, in den Zellmembranen gebäumtes Stämmchen von  $\frac{1}{4}$  bis 2 mm Höhe. Ihre Form zeigt Verschiedenheiten, die durch Übergänge verbunden sind. Entweder sind sie einfach und zeigen an der Spitze die für *Botrytis* charakteristischen traubenförmig angeordneten Sporenköpfchen (Fig. 91 B). Jedes Köpfchen besteht aus einer dem Stämmchen seitlich anhängenden, durch eine Scheidewand von ihm abgegrenzten, kurzen, ungefähr kugelförmigen Zelle mit vielen kleinen, spitzen Fortsätzen, deren jeder eine eiförmige Conidie abspñhrt. Nach dem Abfallen der Sporen sinkt die Trägerzelle wegen ihrer zarten Membran zusammen und wird undeutlicher. Die Stämmchen kommen aber auch verzweigt vor, entweder indem die Trägerzellen der untersten Sporenköpfchen auf einfachen Zweigen des Stämmchens sitzen, oder indem diese untersten Zweige selbst wieder in traubiger Anordnung Sporenköpfchen tragen, so daß das Ganze Rispenform annimmt (Fig. 91 A). Endlich können die Sporenstände nach geschehener Fruchifikation durchwachsen werden, indem das Stämmchen sowie ein oder mehrere Zweige kräftig weiter wachsen und dann an ihrer Spitze neue Sporenstände bilden; die Reste der alten Trägerzellen und nicht verlängerten Zweige bleiben dann noch lange, wenn auch undeutlich kenntlich. So erreichen die Conidienträger die größte angegebene Höhe, und von der Zahl, Stellung und Erstarkung der durchwachsenden Äste hängt es ab, ob der Conidienträger dann gabelig oder dreiteilig oder trugdolbig oder monopodial traubig verzweigt erscheint. Je nach diesen Verschiedenheiten sind diese Conidienträger früher als verschiedene Species beschrieben worden, wie *Botrytis vulgaris* Fr., *Botrytis cana* Kze. et Schm., *Botrytis plebeja* Pres., *Botrytis furcata* Pres., und fast alle von Fresenius (Feitr. z. Mykologie, Taf. II) abgebildeten Formen sind hier inbegriffen. Hiernach sind dies keine Speciesunterschiede, und man bezeichnet den Conidientragzustand dieses Pilzes, um einen Namen zu haben, am besten mit *Botrytis cinerea*, von der sich die übrigen Formen ableiten lassen.

Die nach der Krankheit zurückgebliebenen Sclerotien, welche ich im August in Erde ausgehäut hatte, keimten Anfang März des nächsten Jahres und brachten die oben beschriebenen Sclerotinia-Apothecien zur Entwicklung (Fig. 92). Dieselben Früchte hat auch Coemans (l. c.) aus seinen Sclerotien erhalten.

Gesunde Kapsthanzen sind leicht durch den Pilz zu infizieren und erkranken dann unter denselben Symptomen, und zwar kann dies sowohl durch das auf den verwesenden alten Kapsteilen und im Boden wuchernde Mycelium, als auch durch Aussaat der *Botrytis*-Sporen sowie der Ascosporen

gesehen. Ich säete in Blumentöpfe, in deren Erde Stücken mycelhaltiger abgestorbener Kapselstengel ausgelegt waren, Kaps, welcher aus einer andern Quelle stammte. Nach 14 Tagen begannen einzelne der aufgegangenen Keimpflanzen zu erkranken, nach wenigen Tagen folgten fast sämtliche übrigen nach. Die Pflänzchen fielen um, weil das hypototyle Stengelglied unmittelbar am Boden welk wurde, stark zusammenschrumpfte und wie gekocht ansah. Auch die Wurzel zeigte dieselbe Erkrankung. In der Rinde des welken Stengelstückes wuchsen zahlreiche Myceliumsfäden fast in geschlossener Lage empor und hatten das Rindengewebe beinahe völlig verdrängt. Sie stimmten, eine durchschnittlich etwas geringere Dicke abgerechnet, vollständig mit denen in den erwachsenen kranken Kapspflanzen überein. Die Keimpflänzchen blieben die ersten Tage nach der Erkrankung in ihren oberen Teilen noch frisch, da ihnen die Fibrovaskalbündel noch Wasser zuführten; dann begannen sie im Sonnenschein schon leicht zu welken und bald stiechen sie rapid dahin. Der vom Pilze befallene untere Stengelteil schwand in trockener Luft zu Fadendünne zusammen, in feuchter Umgebung löste er sich rasch in fauler Zersetzung auf, wobei oft wieder die Myceliumsfäden als weiße Schimmelfloken daraus hervorbrachen. Ferner habe ich eine Ansaat von Kapskeimpflanzen, die sich gesund entwickelt hatten, durch Ausstreuen von Botrytis-Sporen, die ich dem alten kranken Material entnahm, infiziert. Sie wurde dann unter einer Glasglocke gehalten, und nach Verlauf einer Woche waren von

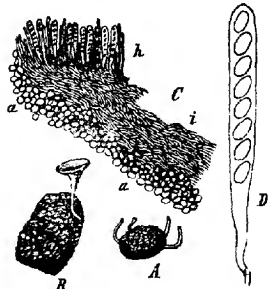


Fig. 92.

Entwicklung der *Sclerotinia Libertiana* aus dem Sclerotium. A ein keimendes Sclerotium mit mehreren Anfängen von Apothecien. B ein Sclerotium mit einem ausgebildeten Apothecium, in natürlicher Größe. C Durchschnitt durch den Rand eines reifen Apothecium, bestehend aus verflochtenen Fäden (i), welche nach außen (aa) in größere gegliederte Zellen übergehen. h ein Stück der Scheibe, in welcher man die Sporenschläuche und die Paraphysen erkennt, 150 fach vergrößert. D ein Sporenschlauch mit reifen Sporen, 300 fach vergrößert.

den vorhandenen 45 Pflänzchen 25 Stück, und einige Tage später weitere 15 Stück erkrankt, indem wiederum die unmittelbar über dem Boden befindlichen Stücke der Stengel unter den beschriebenen Symptomen zu verderben begannen. Die Pilzfäden wuchsen hier auf der Oberfläche des Bodens, sowie oberflächlich auf der Epidermis des Stengelchens, oft der Furche zwischen zwei Epidermiszellen fast eingedrückt; an diesen Stellen bemerkt man meist auch schon unter der Epidermis eingedrungenes Mycelium mitunter von gewissen Centren aus strahlig sich ausbreitend; hin und wieder gelingt es auch, eine Stelle zu finden, wo ein auswendig befindlicher Myceliumsfaden an der Grenze zweier Epidermiszellen die Seitenwand derselben spaltend, nach innen dringt. Es ist hiernach außer Zweifel, daß der einmal auf einem Kapsfelde vorhandene Pilz durch die Conidien und mit ihm die Krankheit daselbst weiter verbreitet wird. Mit den aus den Apothecien

entnommenen Ascosporen hat Herr Hamburg im Laboratorium des Leipziger botanischen Instituts erfolgreiche Infektionsversuche auf Kapskeimpflanzen angestellt. Die Keimschläuche dringen in Menge in die Blätter ein, teils durch die Spaltöffnungen, teils zwischen je zwei benachbarten Epidermiszellen (wie oben von den Conidien ausgehen) sich einbohrend (Fig. 93). Im inneren Gewebe wachsen die Keimschläuche zu einem neuen Mycelium heran. An den infizierten Pflänzchen traten wieder dieselben Krankheitserscheinungen ein, der Pilz bildete auf ihnen stellenweise wieder die Botrytis-Conidienträger, und das aus den sterbenden Pflänzchen hervormachende Mycelium entwickelte auch mehrfach wieder Sclerotien. Der Entwicklungsengang des Pilzes und die Krankheitsgeschichte sind damit sündenlos dargelegt.

Die Maßregeln zur Bekämpfung dieser, sowie der folgenden durch den nämlichen Schmarroger hervorgerufenen Krankheiten werden bestehen müssen erstens in der Vernichtung der Sclerotien, da von ihnen die nächstjährige Entwicklung des Pilzes

ausgeht, sowie in der Vernichtung des kranken Strohes, da auch auf diesem der Pilz zu vegetieren vermag. Das wird zu erreichen sein durch sorgfältiges Abräumen des Kapsstrohes und Verbrennen desselben, sowie durch tiefes Umbrechen des Bodens. Eine andre Quelle der Ansteckung liegt jedoch auch in dem Vorkommen dieses Pilzes auf verschiedenen andern Nährpflanzen.

b) Die Sclerotienkrankheit des Hanfes oder der Hanferebs, Sclerotienkrankheit bisher nur in Russland, und zwar im Gouvernement Smolensk von Seit des Hanfes. (Tichomiroff<sup>1)</sup>) beobachtete Krankheit des Hanfes, bei welcher im Marke der kranken Stengel im September knollenförmige, sehr verschieden gestaltete, bis 2 cm große, schwarze Sclerotien gefunden werden. Myceliumfäden wuchern in der Rinde und im Bast und dringen durch die Markstrahlen

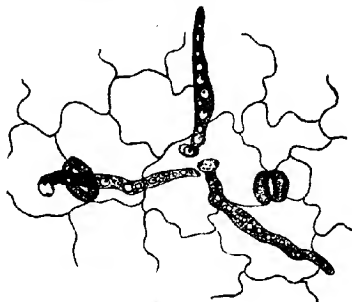


Fig. 93.

Keimung und Eindringen der Ascosporen von *Sclerotinia Libertiana* in die Epidermis eines lebenden Kapsblattes. Der Keimschlauch der oben liegenden Spore ist nur auf der Epidermis hingewachsen, noch nicht eingedrungen. Die Keimschläuche der beiden andern Sporen sind eingedrungen, der rechtsliegende neben einer Spaltöffnung an der Grenze zweier Epidermiszellen, der linksliegende durch eine Spaltöffnung. Die heller gezeichneten Stücke der Keimschläuche sind die eingedrungenen unter der Epidermis liegenden. 300fach vergrößert. Nach einer von Herrn Hamburg gefertigten Zeichnung.

<sup>1)</sup> Bull. soc. naturalistes de Moscou 1868. Vergl. Hoffmann's mykologische Berichte 1870, pag. 42.



in die Markhöhle ein, die sie als schimmelartiges Gewebe erfüllen. In dem letzteren bilden sich die Sclerotien aus, indem die Mycelfäden stellenweise sich durch Zweigbildung stark vermehren und sich verflechten. Die Blätter und die Wurzeln werden durch den Pilz nicht affigiert, und bisweilen vermag die Pflanze auch noch ihre Früchte zu bilden. Aber die Bastfasern des Stengels werden durch die Zerstörungen, die der Pilz in den Geweben anrichtet, verdorben. Tichomiroff hat durch Kultur der Sclerotien die Fruchtkörper einer *Periza* erhalten und den Pilz danach *Periza Kaufmanniana* Tz. genannt. Doch ist derselbe mit *Sclerotinia Libertiana* wohl identisch; auch hat de Bary (l. c.) den letztgenannten Pilz erfolgreich auf Hanf übertragen können. Im November oder meist im folgenden April erscheinen an den keimenden Sclerotien die gestielten oder ungestielten, hellbraunen, bis  $\frac{1}{2}$  cm großen Apothecien, zu 2 bis 7 an einem Sclerotium. Kürzlich ist von Behrens<sup>1)</sup> über das Vorkommen der Krankheit im Elsaß berichtet worden. Nach der Beschreibung desselben verhält sich der Pilz ganz ähnlich dem Rapspilz; bald trat er mit, bald ohne *Botrytis cinerea* auf; Behrens hält daher das Auftreten dieser Conidienform für ein nicht konstantes, sondern von Ernährungsverhältnissen bedingtes, läßt es jedoch noch zweifelhaft, ob der Pilz zu *Sclerotinia Libertiana* oder *Sclerotinia Fuckeliana* gehört, weil de Bary nur der letzteren die *Botrytis*-Fruchtifikation zuschrieb. In wenigen Fällen fand er auch eine *Spermogonienform* auf den kranken Stengeln die er zu *Sclerotinia* gehörig betrachtete. Zugleich mit dem Hanf Krebs beobachtete Behrens einen saprophyten Pilz, welcher einen orangefarbenen schimmelartigen Conidienzustand darstellte und aus dem auch Perithezien sich erziehen ließen, wonach der Pilz *Melanospora Cannabis* benannt wurde. Er soll für die Hanffaser bei weitem schädlicher sein als die *Sclerotinia*, weil sein Mycelium in dem abgestorbenen Hanfstengel auch durch die Bastfasern hindurchwächst und sie brüchig macht.

Sclerotienkrankheit der Kartoffel.

c) Die Sclerotienkrankheit der Kartoffel, bei welcher bald nach der Blütezeit die Stengel der Kartoffelpflanze erkranken und absterben und in ihrem Marke ebensolche Sclerotien wie bei den vorigen Krankheiten enthalten. Dieser Pilz ist wahrscheinlich mit der *Sclerotinia Libertiana* identisch; sein hauptsächlichstes Vorkommen ist jedoch Norwegen, wo die Ernte durch ihn bisweilen bedeutend geschädigt wird. In Deutschland ist die Krankheit neuerdings von Cohn<sup>2)</sup> beobachtet worden. de Bary (l. c.) hat den Pilz von andern Pflanzen auf Kartoffelknollen und auf junge Kartoffeltriebe übertragen können.

Sclerotienkrankheit der Georginen.

d) Eine Sclerotienkrankheit der Georginen erwähnt Sorauer<sup>3)</sup>. In den Stengeln von Georginen, welche dabei absterben, fand sich das *Sclerotium varium*.

Krankheit der Topinamburknollen.

e) Bei einer Krankheit der Topinamburknollen (*Helianthus tuberosus*) fand Brefeld<sup>4)</sup> Sclerotien, auf denen er die *Sclerotinia Libertiana* erzog.

<sup>1)</sup> Auftreten des Hanf Krebses im Elsaß. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. I 1891, pag. 208.

<sup>2)</sup> Anstr. landw. Zeitung 1887, Nr. 4.

<sup>3)</sup> Krankheiten der Pflanzen. 2. Aufl. II., pag. 298.

<sup>4)</sup> Botau. Zeitg. 1876, pag. 265 und Schimmelpilze IV. 1881, pag. 118

f) Auf den Rüben von *Brassica, Beta*, auf den Wurzeln der Möhrrüben und der Eichorien, sowie auf den Rettigen, wo zum Teil schon von Coemans (l. c.) Sclerotien beobachtet wurden, hat de Bary (l. c.) die Erkrankung durch *Sclerotinia* nachgewiesen, die besonders in den Aufbewahrungsräumen für die Rüben gefährlich werden kann. Der Rübenkörper wird von einem bis 1 cm hohen weißen Myceliumflaum umwachsen, von welchem auch Fäden zwischen und durch die Zellen des Rüben-  
gewebes eindringen, wodurch die Rübe weich und jauchig wird und wobei sich auf der Oberfläche unter dem Myceliumfilz die kuchenförmigen Sclerotien bilden.

g) Die Stengel von *Phaseolus vulgaris* sterben nach Prillieux<sup>1)</sup> auf *Phaseolus*. und nach de Bary (l. c.) leicht durch die *Sclerotinia* ab, wobei sich in dem engen Markraume die langgestreckten Sclerotien finden. Im Innern der Bohnenhälsen nehmen die Sclerotien sehr unregelmäßige Gestalt an.

h) Die Stengel der Petunien (*Petunia violacea* und *nyctaginiflora*) auf *Petunia* und der *Zinnia elegans* werden nach de Bary (l. c.) ebenfalls besonders leicht von diesem Pilze befallen.

3. *Sclerotinia Fuckeliana* Fuckel (*Peziza Fuckeliana* de By.).

*Sclerotinia Fuckeliana*.

Diese Species ist vielleicht auch auf sehr vielen Nährpflanzen heimisch, wiewohl ihre vollständige Entwicklung, d. h. ihre Fruktifikation mit Apothecien nur auf den Blättern des Weinstocks bekannt ist. Absterbende Weinblätter zeigen im Späthjahr auf den Nerven der Unterseite runde oder längliche, 2 bis 5 mm lange, flache, schwielenförmige, schwarzbraune Sclerotien, welche ein feinwarziges oder stacheliges Aussehen haben, weil die Myceliumfäden auch die Haare des Weinblattes mit einspinnen und so in den Sclerotienkörper mit hineinsicheln. Dieser Zustand des Pilzes ist darum als *Sclerotium echinatum* Fuckel bezeichnet worden. Sehr häufig wächst auf diesem Sclerotium, wie schon Fuckel beobachtete, die dazu gehörige Conidienform, welche auch hier der als *Botrytis cinerea* Pers. bezeichneten Form entspricht, welche bereits oben S. 497 beschrieben wurde. Wenn mit solchen Sclerotien behaftetes Weinlaub fault, so trifft man im Frühjahr auf den Sclerotien die kleinen, 0,2–0,5 mm breiten, 2–10 mm lang gestielten, bläß bräunlichen, schüsselförmigen Apothecien, deren Sporen länglich elliptisch, 0,009–0,011 mm lang sind.

Über den Umfang dieser Pilzspecies fehlt es noch an genügenden Untersuchungen. Ich stelle die verschiedenen Pilzformen und Pflanzenkrankheiten, welche dermalen von den Pathologen<sup>2)</sup> und Mycologen<sup>3)</sup> unter dieser Species vereinigt werden, hier zusammen, nur weil ich die richtige Stellung selbst nicht kenne, und obgleich ich ihre Zusammengehörigkeit für gänzlich unerwiesen halte. Denn die letztere hat man nur darauf gegründet, daß die Sclerotien und Mycelien der betreffenden Nährpflanzen mit derselben *Botrytis-Conidienform* fruktifizieren, wie das Sclerotium der Weinblätter. Dies ist schon deshalb ein fehlerhafter Schluß, weil die *Botrytis-Conidien* auch andern *Sclerotinia*-Arten eigen sind, insbesondere der vorhergehenden

<sup>1)</sup> Botan. Centralbl. 1882, XI, pag. 75.

<sup>2)</sup> Vergl. Sorauer, Pflanzenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 294, 299, und Kirchner, Krankheiten und Beschädigungen unsrer landw. Kulturpfl. Stuttgart 1890, pag. 422.

<sup>3)</sup> Rehm in Rabenhorst Kryptogamenflora, I, 3. Abt., pag. 812.

*Botrytis cinerea*  
des Weinstocks.

Edelfäule der  
Trauben.

*Species.* Apothecien sind aber aus den Sclerotien der andern hierhergezogenen Formen bisher nicht gezüchtet worden, und darum fehlt das einzig entscheidende Merkmal, welches diesen Pilzen ihre richtige Stellung anweisen würde.

a) Die *Botrytis cinerea* des Weinstocks. Wie eben erwähnt, findet sich diese Conidienform im Herbst auf absterbenden Weinblättern und dem auf diesem stehenden *Sclerotium echinatum*. Außerdem tritt diese *Botrytis* nach Müller-Thurgau<sup>1)</sup> auch auf den Weinbeeren auf und ist hier die Ursache der sogenannten Edelfäule der Trauben. An einzelnen Beeren reifer Trauben zeigt sich oft eine Fäulnis unter Auftreten dieses grauen Schimmels. Dabei bräunt sich die Beere und verliert an Saft; ihr Zuckergehalt, Säuregehalt und Stickstoffgehalt vermindert sich, aber weil sie schneller ihr Wasser abgibt und in einen rostendähnlichen Zustand übergeht, wirkt die Edelfäule veredelnd auf die Traube. Der Pilz vermag in die reifen Beeren nur einzudringen, weil deren Epidermiszellen schon im Absterben begriffen sind; in unreife Beeren kann der Pilz nur in besonderen für ihn günstigen, für die Beere ungünstigen Verhältnissen, z. B. bei andauernd nassem Wetter, bei Verletzung durch den Sauerwurm u. eindringen. Solche in unreifem Zustande befallenen Beeren nennt man „sauerfaul“, „nachfaul“ oder „maßfaul“; sie sind für gute Weine nicht anwendbar. Auch in die unreifste Beere kann der Pilz eindringen; besonders leicht an der Anheftungsstelle und an den Korkwarzen. Auch Sclerotien, mit denen auf den Blättern vollkommen übereinstimmend, sah Müller-Thurgau auf den abgestorbenen Beeren entstehen (wohl übereinstimmend mit den früher als *Sclerotium uvae* Desm. und *Sclerotium Vitis* Pyl. beschriebenen Bildungen). Thümen<sup>2)</sup> hat den Pilz als *Botrytis acinorum* bezeichnet, doch fallen die dafür angegebenen Charaktere mit unter die Merkmale der sehr variablen *Botrytis cinerea*.

Nach Müller-Thurgau sind die chemischen Veränderungen bei der *Botrytis*-Fäulnis anders, als wenn der gewöhnliche Schimmel, *Penicillium glaucum*, als Fäulniserreger auf den Beeren auftritt. Von letzterem wird der Säuregehalt nur langsam, der Zuckergehalt außerordentlich rasch verzehrt, während bei *Botrytis* der Zucker nur langsam abnimmt. Durch die *Botrytis*-Fäulnis wird in erster Linie Gerbsäure, dann freie Weinsäure und Apfelsäure verzehrt, der Säuregehalt ist dann hauptsächlich durch Weinlein bedingt. Zu den Nachteilen der Edelfäule gehört auch, daß etwas von den Bouquetstoffen verloren geht. Während das Aroma schon in der Beere fertig vorhanden ist, wird das Bouquet erst bei der Gärung erzeugt. Die bouquetbildenden Stoffe sind aber vorzugsweise in der Haut der reifen Beere zu finden und werden darum hier durch den Pilz teilweise zerstört. Durch Regen werden aus edelfaulen Trauben Zucker und Säure und auch bouquetbildende Stoffe ausgewaschen.

Bisweilen tritt ein vorzeitiges Vertrocknen der Traubensiele am Weinstock ein, womit ein Welken der Beeren im unreifen Zustande verbunden ist, und wobei auch bisweilen *Botrytis* auf den kranken Stielen sich zeigt, dessen ursächliche Beziehung dazu jedoch noch zweifelhaft ist.

Fäulnis der  
Früchte.

b) Eine Fäulnis der Früchte kann durch das Mycelium eines viel leicht auch hierher gehörigen Pilzes verursacht werden. Die spontane Fäul-

<sup>1)</sup> Die Edelfäule der Trauben. Landwirtschaft. Jahrb. 1888, pag. 83.

<sup>2)</sup> Pilze des Weinstocks. Wien 1878.

nis, welche regelmäßig auf die erlangte Vollreife der Früchte folgt und in dem natürlichen Absterben des Zellgewebes ohne Beteiligung von Pilzen besteht, ist von dieser durch Pilze verursachten zu unterscheiden, wiewohl deren Symptome dieselben sind. Nach Brefeld<sup>1)</sup> bringen diese Pilze nur dann Fäulnis hervor, wenn sie durch eine Wunde in das Fruchtfleisch eindringen können, und die Fäulnis hält dann in ihrer Ausbreitung Schritt mit dem Fortwachsen der Pilzhypophen im Gewebe. Der Pilz kann um so leichter sich ausbreiten, je reifer und weicher die Frucht ist; weniger reife, härtere Früchte leisten mehr Widerstand. Gewöhnlich findet sich ein aus septierten und verzweigten Fäden bestehendes Mycelium, welches Conidienträger in der Form von *Botrytis cinerea* (i. S. 496) bildet. Außerdem kann nach Brefeld auch *Mucor stolonifer*, für gewöhnlich ein saprophyter Schimmel, der an seinen unseptierten, dicken Myceliumfäden leicht von jenem Pilze zu unterscheiden ist, diese Fäulnis veranlassen; auch *Penicillium glaucum* ist oft, gewöhnlich sekundär, beteiligt. Auf im Keller aufbewahrten, pilzfaulen Wein fand Schenk zahlreiche, ungefähr rapsgroße, mehr oder minder kugelförmige, schwarze Sclerotien (dem *Sclerotium Semen* am ähnlichsten), welche stellenweise die Oberfläche der Früchte ganz bedeckten und selbst an den Stielen sich zeigten. Auf vielen bildeten sich Büschel von *Botrytis-Conidienträgern*. Sclerotina-Apothecien haben wir daraus nicht erhalten können.

c) Das Verschimmeln und die Sclerotienkrankheit der Sclerotienkrankheit der Speisewiebeln. Auf *Allium Cepa* tritt häufig eine Krankheit auf, heit der Speisewiebeln, welche hauptsächlich den Zwiebelkörper befällt, bei der Ernte oft noch wenig entwickelt ist, aber während des Winters, wo die Zwiebeln aufbewahrt oder in den Handel gebracht werden, Fortschritte macht und eine Verderbnis zur Folge hat. Sie beginnt am Zwiebelhals; hier erscheint die Schale von außen vertrocknet und eingesunken. Beim Durchschneiden erweisen sich die saftigen Zwiebelschuppen in ihren oberen Teilen erkrankt; sie sehen aus wie gekocht, sind weich und von bräunlicher Farbe, und zwischen den Schalen, besonders unter den äußeren, bemerkt man einen weißen, grauweißen oder grünlich-schwarzen Schimmel, der aus *Botrytis cinerea* besteht; auch finden sich nicht selten in den oberen, am stärksten verdorbenen Teilen der Zwiebelschuppen stechnadelkopf- bis gerienförmige, kugelige bis längliche, schwarze Sclerotien. In dem erkrankten Gewebe der Zwiebelschuppen haben die Zellen ihren Turgor verloren, sind zusammengefallen, und daher ist auch regelmäßig eins der ersten Symptome das Verschwinden der Luft aus den Interzellulargängen. In dem erkrankten Gewebe wachsen in den Interzellulargängen zahlreiche fröhliche Myceliumfäden; sie haben 0,009 mm Dicke, Querscheidewände, reichliches Protoplasma und treiben Zweige von gleicher bis halber Dicke, sind daher von denen der *Sclerotinia Libertiana* kaum zu unterscheiden. Auch zwischen den Schuppen auf den aneinander liegenden Epidermen breitet sich das Mycelium aus und wuchert hier sogar rascher als im Gewebe. Damit hängt zusammen, daß auf dem Längsschnitte der Zwiebel die erkrankte Partie jeder Schale in der Nähe der Epidermis, besonders derjenigen der Innenseite, etwas weiter herabreicht als im inneren Parenchym. So schreitet die Krankheit immer tiefer gegen die Basis und gegen das Innere der Zwiebel fort und kann endlich noch während des Winters deren vollständige Verderbnis herbeiführen, was bald unter trockener

<sup>1)</sup> Bot. Zeitg. 1876, pag. 282 ff.

Verwesung, bald unter Verjauchung eintritt, je nachdem die Zwiebeln an trockeneren oder feuchteren Orten liegen. Sind dagegen die inneren Blätter und die Knospe noch nicht ergriffen, so können diese im Frühjahr gesund austreiben. An der unverletzten kranken Zwiebel zeigt der Pilz äußerlich gewöhnlich keine Conidienträger; aber man trifft sie da, wo ein etwas geräumiger Zwischenraum zwischen zwei erkrankten Zwiebelschuppen sich befindet. Schön und schnell erhält man sie auch auf den Schnittflächen durchschnittener kranker Zwiebeln unter Glasglöden. Wenn sie auf der unverletzten Epidermis der Schuppen entstehen, so wenden sich dünnere Zweige des endophyten Myceliums durch die Epidermis, entweder die Scheidewand zweier benachbarten Oberhautzellen spaltend oder quer durch das Lumen und die Außenwand derselben hervorwachsend, und schwellen beim Hervortreten sogleich bedeutend zu den senkrecht von der Epidermis sich erhebenden Stämmchen der Conidienträger an. Die Sclerotien bilden sich in dem oberen, bereits verdorbenen Teile der Zwiebel, teils zwischen den Schalen, indem sie auf der Epidermis derselben als scharf umschriebene, ungefähr kugelige oder halbkugelige Knöllchen aufsitzen, teils im Innern der unvollständigen Zwiebelschuppe, deren inneres Parenchym hier von dem äppig entwickelten Mycelium fast verdrängt und verzehrt ist. An zahlreichen Punkten verflochten sich die Fäden dieser Myceliummassen zu dichteren Knäueln, den Anfängen der Sclerotien, die auch zu größeren, ganz unregelmäßigen Körpern zusammenfließen können, wenn sie nahe beisammen entstehen. Durch ihre weit geringere Größe, sowie durch kleinere Zellen unterscheiden sie sich allerdings von den Sclerotien der *Sclerotinia Libertiana*, aber der Typus des anatomischen Baues zeigt Übereinstimmung. Apothecien hat man aus diesen Sclerotien bis jetzt nicht erhalten. Soraue<sup>1)</sup> hat diese Krankheit, sowie den Pilz und dessen Sclerotien und Conidienträger schon beobachtet; er nennt die letzteren *Botrytis cana Pers.*: nach den Bemerkungen über die Conidienträger des Rapsstängels ist die Bezeichnung *Botrytis cinerea Pers.* wohl ebenso richtig. Die Sclerotien sind in verdorbenen Zwiebeln schon früher gefunden und als *Sclerotium Cepae Berk. et Br.* bezeichnet worden. Daß das Mycelium dieser *Botrytis* die wahre Ursache der Zwiebelsäule ist, geht schon aus dem Umstande hervor, daß dasselbe ausnahmslos die Krankheit begleitet und in der ganzen Ausdehnung des erkrankten Gewebes zu finden ist, besonders aber daraus, daß an der Grenze der gesunden und kranken Partien die ersten Myceliumfäden schon zwischen die noch lebenden Zellen hineinreichen. Ihre verderbliche Wirkung ist so bedeutend, daß sehr bald nach ihrem Eintreffen die Zelle getötet wird. Überdies hat Soraue<sup>1)</sup> (l. c.) durch Infektionsversuche bewiesen, daß die *Botrytis* die Ursache der Krankheit ist. Conidien, auf die Oberfläche der Zwiebeln gesät, keimten daselbst; die Keimschläuche entwickelten sich zunächst zu einem auf der Oberfläche der Zwiebelschuppe hinfortschreitenden Mycelium, und erst die Äste desselben dringen in das Gewebe ein. Danach erkrankten die infizierten Zwiebeln unter Entwicklung des Myceliums und der Sclerotien. Feuchtigkeit und unbewegte Luft war eine Bedingung für diese Wirkung. Die weiße Silberzwiebel soll nach Soraue<sup>1)</sup> eine besonders für die Krankheit empfindliche Sorte sein. Er beobachtete hier an 50 Proz. Erkrankungen, während

<sup>1)</sup> Österreichisches landwirtsch. Wochenbl. 1876, pag. 147; und Pflanzenkrankheiten, 2. Aufl. II, pag. 295.

die schwefelgelbe, die bläuförmige und die violette nur in geringem Grade, die Kartoffelzwiebeln gar nicht erkrankt waren. Ich fand, daß auch die grünen Teile der Pflanze durch den Pilz infiziert werden und erkranken können. Aus Sporen, die auf die Mitte eines völlig gesunden, soeben ausgekeimten, jungen, grünen Zwiebelblattes gebracht waren, entwickelte sich der Pilz und erzeugte sehr bald wieder Conidienträger. Dies fand anfänglich nur im nächsten Umkreise der besetzten Stelle statt, und in derselben Ausdehnung verlor das Blatt die grüne Färbung, ward mißfarbig, das Gewebe schlaff und weich infolge des Verlustes des Zellenturgors und Verschwindens der Luft aus den Interzellulargängen, und von da breitete sich in demselben Maße, wie der Pilz, auch die Erkrankung aus, während der übrige Teil des Blattes gesund war. Hiernach wird die Krankheit durch die verdorbenen Zwiebeln wegen der an diesen haftenden Botrytis-Sporen verbreitet, und da in diesen auch die Sclerotien, die wahrscheinlich den ascosporenbildenden Apothecien des Pilzes den Ursprung geben, enthalten sind, so würde die Befestigung der erkrankten Zwiebeln ein Vorbeugungsmittel sein. Ob eine von den andern hier beschriebenen Sclerotienkrankheiten mit dieser identisch ist, der Pilz also von andern Nährpflanzen auf die Zwiebeln übergehen kann, ist unbekannt.

Auch *Allium ursinum* stirbt in den Wäldern nach (Ghröter<sup>1)</sup>) bisweilen bald nach der Blütezeit unter Auftreten von Botrytis ab. Ich beobachtete dies auch bei Leipzig.

d) Bei einer Erkrankung der Maiblumen-Kulturen (*Convallaria majalis*)<sup>2)</sup> auf *Convallaria* in Ahrensburg bei Hamburg 1892 fand Sorauer<sup>3)</sup> einen nicht näher bestimmten Pilz, der einer Botrytis ähnliche kurze Conidienträger aus den Spaltöffnungen der befallenen Blätter hervortreibt. Bestäuben mit Kupervitriol-Speckstein nützte nichts.

e) Auf *Polygonum Fagopyrum* beobachtete ich spontan und infolge Auf *Polygonum* von Insektionen Botrytis cinerea zugleich mit Sclerotienbildung auf den *Fagopyrum*-Blättern.

f) Eine ganze Reihe weiterer Pflanzenerkrankungen, wo überall Botry-Botrytis cinerea auf andern Pflanzen. *cinerea* erscheint, wird von Kitzling<sup>4)</sup> als zu *Sclerotinia Fuckeliana* gehdrig zusammengestellt, was jedoch aus den oben erwähnten Gründen als sehr zweifelhaft zu betrachten ist. Brefeld<sup>5)</sup> erklärt sogar überhaupt die Zugehörigkeit von Botrytis zu *Sclerotinia* noch als unsehlbar, da man aus den conidientragenden Sclerotien keine Apothecien erziehen kann. Hier sind besonders folgende Fälle gemeint, unter denen jedoch wohl manche Fälle von bloß saprophyter Pilzbildung sein mögen.

aa) Daß *Sclerotium durum Pers.*, charakterisiert durch seine stark abgeflachte, fast hautartig dünne, langgestreckte Form, kommt äußerlich und bisweilen auch auf der Wand der Markhöhle aufgewachsen an alten Stengeln der Umbelliferen, Labiaten, des Spargels u. v. m. Auf diesem *Sclerotium* ist Botrytis cinerea gezogen worden.

<sup>1)</sup> Hedwigia 1879.

<sup>2)</sup> Jahresber. d. Sonderausch. f. Pflanzenschutz in Jahr. d. Deutsch. Landw. Gesellsch. 1893, pag. 447.

<sup>3)</sup> Beitrag zur Biologie der Botrytis cinerea. Hedwigia 1889, Nr. 4.

<sup>4)</sup> Mykologische Untersuchungen, X, pag. 313.

bb. Auf abgestorbenen Lupinenstengeln fand Cohn mohn- bis hanf-  
forngröÙe, schwarze, kugelige Sclerotien; (Eidam<sup>1)</sup> erzog auf solchen Stengeln  
„*Botrytis elegans Link*“ und erzielte durch Ausfaat dieser Conidien auf  
Pflaumendecot eine ganz analoge äppige Entwidlung von Mycelium,  
neuen Conidenträgern und Sclerotien. Ich fand mehrfach *Botrytis cinerea*  
am hypophylen Glied der Keimpflanzen von Lupinen, unter der Erscheinung  
des Umfalleus der Keimpflanzen. Denselben Pilz fand ich auch am Stengel  
junger Pflanzen von *Eryum Lens*.

cc) In zur Blütezeit abgestorbenen Köpfchen von *Aster chinensis* fand  
Rabenhorst<sup>2)</sup> das bis 3 mm lange, unregelmäßig runde oder längliche  
schwarzbraune, oft zu mehreren zusammengeklebte *Sclerotium anthodiophilum*  
*Rabenh.*

dd) Auf *Gentiana lutea* beobachtete Kistling (l. c.) im Juni 1888  
eine epidemische Erkrankung, wobei Stengelkeile blühender SproÙe abstarben  
und umknickten, und wobei *Botrytis cinerea* die Ursache war.

ee) Unter dem Namen „grauer Schimmel“ ist auf vielen Gewächs-  
hauspflanzen ein: entschieden parasitäre, in hohem Grade verderbliche Pilz-  
bildung bekannt, welche aus *Botrytis cinerea* besteht und wobei die mit  
diesem Schimmel sich bedeckenden Pflanzenteile rasch absterben. *Begonia*,  
*Primula chinensis*, *Pelargonium* und viele andre Kaltshauspflanzen, selbst  
Succulanten werden davon besonders im Herbst und Winter befallen, auch  
im Gewächshaus stehende Rosen! An verschiedenen Gartenpflanzen, wie  
Elien<sup>3)</sup>, Tulpen u. kommt der Pilz vor und macht Schaden. Auch ist er an  
männlichen Blütenköpfchen von *Juniperus*, *Thuja*, *Taxus* beobachtet worden.  
Hierher dürfte auch eine *Botrytis Douglasii Tubenf* zu rechnen sein, welche  
neuerdings an den in Teuthsland angebauten Douglaskannen von *Tubenf*<sup>4)</sup>  
beobachtet worden ist. Die jungen, noch unvollständig ausgebildeten Triebe,  
zum Teil auch die vorjährigen Triebe sterben unter Bräunung ab und man  
bemerkt später an den Nadeln und Trieben bis stecknadelkopfgroÙe, schwarze  
Sclerotien, aus denen leicht *Botrytis*-Conidenträger hervorsproÙen. Auch  
Tannen, Fichten und Lärchen werden nach *Tubenf* von diesem Pilze in-  
fiiziert.

Als *Botrytis corolligena Cooke et Mass.* hat man eine auf den Blüten  
kultivierter *Calceolaria* in England auftretende Form bezeichnet und als  
*Botrytis parastica Cav.* eine solche auf Blättern, Stengeln und Blüten von  
*Tulipa Gesneriana* in Italien.

Weißer Rog der  
Hyacinthen.

4. *Sclerotinia bulborum (Wakker) Rehm.* (*Peniza bulborum Wakker*),  
verursacht den weißen Rog der Hyacinthen, ist aber auch auf den  
Zwiebeln von *Scilla* und *Crocus* beobachtet worden. Diese Krankheit ver-  
ursacht in Holland die Hyacinthenkulturen felderweise. Nach den bei Meyen<sup>5)</sup>  
zusammengestellten ausführlichen Mitteilungen soll man von diesem Ubel  
vor einer gewissen Zeit noch nichts gewußt haben und genau nachweisen  
können, in welchen Gärten um Harlem im letzten Drittel des vorigen Jahr-

<sup>1)</sup> Sitzungsber. der schlej. Gesellsch. f. vaterl. Cult. 29. Nov. 1877. Vergl.  
Bot. Zeitg. 1878, pag. 174.

<sup>2)</sup> Siehe dessen *Fungi europaei*, Nr. 2461.

<sup>3)</sup> The Lily disease in Bermuda, refer. in Journ. de Bot. März 1891.

<sup>4)</sup> Beiträge zur Kenntnis der Baumkrankheiten. Berlin 1888.

<sup>5)</sup> Pflanzenpathologie, pag. 164—172.

hundertis der Rost zuerst entdeckt wurde. Weitere Ausbreitung scheint er erst in diesem Jahrhundert gewonnen zu haben und wurde 1830 auch in Berlin beobachtet. Der weiße Rost wird durch eine eigentümliche Schimmelart verursacht, welche in den ausgenommenen Hyacinthenzwiebeln entsteht und ihre Fortführung vom Zwiebelhalse aus beginnt, von wo aus sie sich in die Tiefe der Zwiebeln hinein verbreitet. Die Beschaffenheit dieses Myceliums, die Art und Weise seines Auftretens und seiner Verbreitung in den Zwiebeln, sowie die Krankheitssymptome, die es bewirkt, haben große Ähnlichkeit mit der vorher erwähnten Krankheit der Spetzewiebeln. Der sogenannte schwarze Rost ist nach jenen Mitteilungen nichts anderes als dieselbe Krankheit wie der weiße Rost, nur ausgezeichnet durch die Anwesenheit schwarzer Sclerotien im Innern der erkrankten Zwiebelschuppen. Der schwarze Rost macht sich aber schon an den im Boden stehenden Pflanzen bald nach der Blütezeit im Mai oder Juni bemerklich, scheint also durch eine zeitigere und schnellere Entwicklung des Parasiten verursacht zu werden. Die Blätter bekommen gelbe Spitzen, sind in wenigen Tagen ganz gelb, sinken um und lassen sich bei der geringsten Berührung herausziehen. Beim Ausnehmen der Zwiebeln findet man sie vom Halse aus mehr oder weniger gefault, oder vertrocknet und schwarzbraun gefärbt. Die schwarzen Sclerotien finden sich sowohl äußerlich auf den Zwiebelschuppen, als auch beim Durchschneiden in einer je nach dem Grade des Erkranktheins mehr oder weniger großen Anzahl von Schuppen. Die Sclerotien sind außen tief schwarz, im Innern feste, weiße, bis 12 mm dicke Körper, von denen die kleineren bis zu 10 und 20 in einer einzelnen Schuppe sich finden und dann oft mit einander zusammenwachsen. Bleiben die erkrankten Zwiebeln im feuchten Boden, so verjauchen sie bald zu einer übelriechenden Masse. Aus dem Boden ausgenommen, verderben sie schließlich auch, indem sie auffallend rasch vertrocknen, zu kleinen, unauffälligen, schwarzen Körperchen zusammenschrumpfen und dann bei gelindem Druck auseinanderfallen. Nach den Untersuchungen Wacker's<sup>1)</sup> entwickeln sich aus den Sclerotien im Frühling Apothecien, welche einen 13–19 mm langen aus der Erde hervorstehenden graubräunlichen Stiel besitzen, der sich nach oben allmählich verbreitert in die 3–5 mm breite, etwas dunklere, trug-trichterförmige, zuletzt etwas gewölbte Fruchtscheibe; die Sporen sind eiförmig, elliptisch, 0,016 mm lang. Nach Wacker erfolgt die Infektion der Zwiebeln meist durch ein direct aus den Sclerotien sich bildendes Mycelium. Infektionen mit Ascosporen gelangen aber nur dann, wenn diese vorher zu reichlicher Myceliumentwicklung durch saprophyte Ernährung gebracht worden waren. Wacker hält die Species für eine selbständige, da ihm Infektion mit *Sclerotinia Trifoliorum* und umgekehrt nicht gelang. Nach Dudenau's<sup>2)</sup>, der auch eine Beschreibung des Pilzes giebt, ist ein Conidienpilz von *Botrytis* hier nicht aufgefunden worden. Auch von den Gärtnern wird die Krankheit für ansteckend gehalten. Man weiß, daß die Zwiebeln, während sie in der Erde liegen, vom weißen Rost in noch weit größerer Anzahl als später befallen werden; doch ist das

<sup>1)</sup> Onderzoek der ziekten van hyacinthen etc. 1883. La morphe noire des jacinthes et plantes analogues, produite par le *Peziza bulborum*. Arch. Néerland. T. XXIII, pag. 25. Bot. Centralbl. 1883, pag. 316 und 1887, XXXIX, Nr. 10.

<sup>2)</sup> Ned. Kruidk. Arch. Ser. II. T. 4. pag. 260.



Nicht einschlagen kein unfehlbares Mittel gegen das Entstehen desselben. Sehr feuchter Boden, viel Regen, zu starke Düngung scheinen die Krankheit zu befördern. In Holland wirft man die angestechten Zwiebeln sogleich weg und nimmt die Erde um die zunächststehenden so weit fort, als man kann, damit keine weiter angesteckt werden. Die Aufbewahrungsräume müssen möglichst trocken gehalten und durch häufiges Besehen der aufgenommenen Zwiebeln ein Umsichgreifen der Krankheit verhindert werden. Auch kann man diejenigen, deren Erkrankung früh genug erkannt wird, durch starkes Fortschneiden am Zwiebelhalse retten.

Auf *Galanthus*.

5. *Sclerotinia Galanthi* *Ludw.* Auf den aus der Erde hervorbrechenden Blättern und Blütenanlagen von *Galanthus nivalis* wurde von Ludwig<sup>1)</sup> eine graue *Botrytis*-Fruchtifikation und in Zwiebeln solcher Pflanzen schwärzliche Sclerotien gefunden, deren Weiterentwicklung jedoch nicht beobachtet wurde.

In Wurzelscheiden von *Anemone*.

6. *Sclerotinia tuberosa* *Fuckel* (*Peziza tuberosa* *Bull.*, *Rutstroemia Karst.*), bildet nach de Bary<sup>2)</sup> und Tulasne<sup>3)</sup> in den Wurzelscheiden von *Anemone morosa* Sclerotien von rundlicher oder länglicher Gestalt, von einer Länge bis 3 cm, die außen schwarz und uneben, innen weiß sind, und aus denen vereinzelt oder zu mehreren die 1–3 cm breiten, dunkelbraunen, trichterförmigen Apothecien, mit hell kastanienbrauner Scheibe und mit braunzottigen, 2–10 cm langem, unten etwas knollig verblühtem Stiel aufsteigen, die Sporen sind 0,015–0,018 mm lang. Conidienbildung in Form kettenförmig gereihter kugelförmiger Conidien hat Brefeld<sup>4)</sup> beobachtet. Nach Waffer<sup>5)</sup> beschädigt dieser Pilz in den holländischen Blumenzüchtereien die Anemonen.

Auf Zweigen der Tanne.

7. *Sclerotinia Kernerii* *Wettst.* bringt an den Zweigen der Tanne nach Wettstein<sup>6)</sup> eine Erkrankung hervor, wobei dieselben sich verdicken, ihre männlichen Blütenknospen vermehren und die stehbleibenden Hüllblätter derselben aufschwellen. Im Innern dieser Organe wuchert das Mycelium und bildet später zwischen den abgestorbenen Hüllblättern 4–6 m breite, kugelige oder zusammengedrückt kugelige, außen schwarze Sclerotien. Auf diesen entstehen die kleinen, blaßbraunen Apothecien gefellig; diese haben einen 1–1,5 mm langen Stiel und eine kugelförmige, 1–4 mm breite braune Fruchtscheibe; die elliptischen Sporen sind 0,020–0,026 mm lang.

Sclerotienkrankheit der *Carex*-Halme.

8. *Sclerotinia Duriaana* *Quél.* (*Peziza Duriaana* *Tul.*), verursacht eine Sclerotienkrankheit der *Carex*-Halme. In verschiedenen *Carex*-Arten, wie *Carex arenaria*, *vulpina*, *acuta*, *ligerica* ist in Frankreich schon seit 1854 von Durieu de Maisonneuve, später auch in der Schweiz ein Schmarotzer gefunden worden, der im Anfang des Frühlings im Mart der jungen, im Austreiben begriffenen Halme ein Mycelium und daselbst auch 8–20 mm lange, 2 mm dicke, schwarze Sclerotien, das Sclerotium *sulcatum* *Desm.*, bildet, infolgedessen die Halme dürr werden und verkümmern, so daß diese Niedgräser an den vom Pilze besetzten Plätzen steril bleiben.

<sup>1)</sup> Lehrb. d. niedern Kryptogamen, pag. 355.

<sup>2)</sup> Botan. Zeitg. 1886, Nr. 22–27.

<sup>3)</sup> Selecta Fung. Carpologia III, pag. 200.

<sup>4)</sup> Mykolog. Untersuch. IV, pag. 155, X, pag. 315.

<sup>5)</sup> Archives Neerland. XXIII, pag. 373.

<sup>6)</sup> Berichte d. Akad. d. Wissensch. Wien XCIV, pag. 72.

Halm aufspringt, heraus, bleiben zwischen dem Grase liegen und fruchtifizieren im nächsten Frühjahr, indem sie die von Tulasne<sup>1)</sup> beobachteten Apothecien austreiben. Diese haben einen 1–2 cm langen bräunlichen Stiel und eine 3–7 mm breite hellbraune Fruchtscheibe; die Sporen sind 0,012 bis 0,018 mm lang. Nach Brefeld<sup>2)</sup> gehört als Conidienfrucht hierzu das in Gesellschaft der Sclerotien auf den Carex-Halmen auftretende *Epidochium ambiens* Desm., mit kugelförmigen, einzelligen, 0,0015–0,002 mm dicken, farblosen Sporen.

9. *Sclerotinia Curreyana* Karst. (*Peziza Curreyana* Berk.) In zu dünnen Halmdarren Halmen von Juncus-Arten findet sich im Herbst ein Sclerotiumrömen von Juncus. roseum Fr., von 3–4 mm Länge und schwarzer Farbe, welches daraus hervorbricht und im Frühjahr bis 5 mm lang gestielte, höchstens 4 mm breite, braune Apothecien mit 0,007–0,012 mm langen Sporen erzeugt<sup>3)</sup>. Eben dieses Sclerotium kommt auch an den toten Halmen von Scirpus auf Scirpus. lacustris vor und erzeugt ein Apothecium, welches Rehm<sup>4)</sup> von dem vorigen auf Juncus als besondere Art *Sclerotinia scirpicola* Rehm., trennt. Es ist noch unbekannt, ob diese Pilze anfänglich mit ihrem Mycelium parasitisch auf den genannten Pflanzen wachsen.

10. *Sclerotinia Vahlana* Rostr., bildet schwarze Sclerotien zwischen den Blattscheiden von Eriophorum Scheuchzeri in Grönland. Die 4 bis 8 mm großen, halbkugelförmigen Apothecien entspringen mit einem 10–30 mm langem Stiel aus den Sclerotien; die Sporen sind ellipsoidisch, 0,011 bis 0,013 mm lang<sup>5)</sup>.

11. *Sclerotinia Urnula* (Weinm.) Rehm., (*Ciboria Urnula* Weinm., Sclerotienfrank. *Sclerotinia Vaccinii* Woron.), ein Parasit der Preiselbeeren, der sein Sclerotium nur in den Beeren entwickelt und hier die Sclerotienkrankheit der Preiselbeeren erzeugt. Nach den eingehenden Untersuchungen von Ronin's<sup>6)</sup> erkranken im Frühjahr die jungen Triebe der Pflanze etwas unter ihrer Spitze, schrumpfen, trocknen und bräunen sich samt den daran stehenden Blättern; aus einem in der Rinde liegenden Pseudoparenchym brechen Conidienträger hervor, welche der Form Torula oder Monilia entsprechen; sie haben dichotom verzweigte perlschnurartige Conidienketten deren einzelne citronenförmige, 0,031–0,042 mm lange farblose Conidien durch ein spindelförmiges Cellulosestück, den sogenannten Disjunctor, getrennt sind. Die Sporen dieses pulverförmigen, angenehmen nach Mandeln duftenden Schwammels werden von Insekten, die dadurch sich anlocken lassen, auf die Narben der sich öffnenden Blüten übertragen. Sie keimen hier und erzeugen ein Mycelium, welches der Placenta sich fest anschmiegt, dann auch in die Fruchtknotenwand bis zur Oberfläche der Beeren eindringt. Es bildet sich dann auf der Innenwand ein Sclerotium, welches nach der Gestalt der Fruchtknotenwand eine oben und unten offene Hohlkugel, die äußere Zuleit fallen die Sclerotien aus den Längsspalten, in die der vertrocknete

<sup>1)</sup> Selecta Fungorum Carpologia I, pag. 103 ff.

<sup>2)</sup> Mykolog. Untersuch. X, pag. 317.

<sup>3)</sup> Bergl. Tulasne, l. c., pag. 105.

<sup>4)</sup> l. c., pag. 822.

<sup>5)</sup> Rostrup in Meddelelser om Grönland III, 1891.

<sup>6)</sup> Über die Sclerotienkrankheit der Vaccinien-Beeren. Mém. Acad. St. Petersbourg 1888. T. XXXVI, pag. 3.

sich und innerlich mit schwarzer Rinde überzogen ist, darstellt. Solche Preiselbeeren werden daher zuletzt kastanienbraun, und da sie außen faltig-artig schrumpfen, nehmen sie die Gestalt eines gerippten, melonenartigen Körpers an. Die so mumifizierten Beeren fallen ab und entwickeln gleich nach der Schneeschmelze die Apothecien mit 2–10 cm langem, braunem und am Grunde braunhaarigem Stiel, 5–15 mm breiter Scheibe und cylindrischen, 0,012–0,015 mm langen und 0,005–0,006 mm breiten Sporen. Der Pilz ist nach Woronin ebenso wie die folgenden in Früchten Sclerotien bildenden Arten strenger Parasit, zum Unterschied von den fakultativ parasitären, nämlich auch saprophyten vorübergehenden Arten. Infektionen mit Ascosporen gelangen im Frühjahr leicht; die befruchteten Triebe zeigten nach 14 Tagen alle Symptome der Erkrankung. Diese Krankheit ist nach Ascherson und Magnus<sup>1)</sup> ziemlich weit verbreitet, besonders häufig in Schlesien und im Fichtelgebirge.

Auf Beeren von  
*Vaccinium Oxy-*  
*coccus.*

12. *Sclerotinia Oxyococcii* Woron., tritt in gleicher Weise wie der vorige Pilz auf den Beeren von *Vaccinium Oxyococcus* auf und gleicht demselben auch in der Entwicklung und in den Apothecien sehr, unterscheidet sich aber nach Woronin<sup>2)</sup> durch die 0,025–0,028 mm langen Conidien. Nach Ascherson und Magnus (l. c.) ist dieser Pilz besonders in den östlichen und nördlichen Gegenden Deutschlands verbreitet.

In Fruchtknoten  
von *Rhododen-*  
*dron.*

13. *Sclerotinia Rhododendri* Fischer bildet sein Sclerotium in den Fruchtknoten von *Rhododendron ferrugineum* und *hirsutum* in den Alpen; es fällt nach Fischer<sup>3)</sup> den ganzen Hohlraum der Fächer des Fruchtknotens aus, der von den gesunden nur durch Härte und Dicke, größere Härte und leichteres Abfallen sich unterscheidet. Wahrscheinlich<sup>4)</sup> erhielt aus den Früchten von *Rhododendron dahuricum* aus Sibirien gestielte, bräunlichgelbe Apothecien mit schmutzig braunroter Fruchtscheibe und eiförmigen, 0,0144 mm langen Sporen.

Sclerotienkrank-  
heit der Heidel-  
beeren.

14. *Sclerotinia baccarum* Rehm. (*Rutstroemia baccarum* Schröt.), verursacht die Sclerotienkrankheit der Heidelbeeren, welche dadurch weiße Beeren bekommen, die jedoch nicht mit der echten, weißfrüchtigen Varietät der Heidelbeere verwechselt werden dürfen. Dieser Pilz, über den wir auch Woronin<sup>5)</sup> nähere Untersuchungen verdanken, unterscheidet sich von dem der Preiselbeeren dadurch, daß sich das Conidienlager nur an den Stengeln und zwar an der konkaven Seite herabgebogener Triebe entwickelt, auch fehlt ihm das in der Rinde nistende pseudoparenchymatische Polster; die Conidien sind kugelig, mit sehr kleinen Disjunctoren. Das Sclerotium ist gewöhnlich nur am oberen Pol offen und hat demnach die Form einer Schale. Die Apothecien haben einen 0,5–5 cm langen, aber nicht braunhaarigen Stiel und eine stets pokalförmig bleibende, nicht sich abbläsende Scheibe; die Sporen sind länglich elliptisch, 0,017–0,021 mm lang. Der Pilz ist nach Ascherson und Magnus<sup>6)</sup> durch ganz Deutschland, Österreich und die Schweiz verbreitet.

<sup>1)</sup> Verhandl. d. zool. bot. Gesellsch. 1891, pag. 697.

<sup>2)</sup> l. c. pag. 28.

<sup>3)</sup> Mitteil. d. naturf. Gesellsch. Bern 1891, pag. 25.

<sup>4)</sup> Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. X, pag. 68.

<sup>5)</sup> l. c. und Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. III. 1885, pag. 59.

<sup>6)</sup> l. c. und Berichte d. deutsch. bot. Gesellsch. VII. 1889, pag. 387.

15. *Sclerotinia megalospora* Woron., erzeugt eine Sclerotienfrucht- an Früchten von heit an den Früchten von *Vaccinium uliginosum*. Nach der von Woronin *Vaccinium uliginosum*. (l. c.) gegebenen Beschreibung entwickeln sich Conidien im Frühjahr zur Blütezeit in Form eines dichten, weißgrauen Anfluges auf der Unterseite der dann welkenden und sich bräunenden Blätter, dem Hauptnerv entlang, fester an den Blattstielen. Die 0,024—0,030 mm langen Conidien sind fast kugelförmig und haben sehr kleine Disjunktionen. In den Beeren entwickelt sich ein Sclerotium als ein von allen Seiten geschlossener kugelförmiger, vier- bis fünfrippiger, äußerlich schwarz berindeter Körper. Die erkrankten Beeren färben sich bläulich, schmutzig rot oder violett und schrumpfen allmählich zusammen. Die Apothecien haben einen 2—4 cm langen, unten knoslig verdickten Stiel ohne Behaarung und eine 3—7 mm breite, trugförmige Fruchtscheibe. Die Sporen sind 0,019—0,025 mm lang, eiförmig. Der Pilz kommt außer in Russland nach Ascherson und Magnus (l. c.) auch im nordöstlichen Deutschland vor.

16. *Sclerotinia Aucupariae* Ludw. Die Früchte der Ebereschefrucht- auf Früchten werden durch diesen Pilz mumifiziert, wie Ludwig<sup>1)</sup> zuerst im Erzgebirge Eberesche. als eine ziemlich häufig auftretende Krankheit beobachtete. Woronin<sup>2)</sup> hat den Pilz auch in Finnland gefunden; nach ihm sollen die Ascosporen die jungen Blätter der Ebereschen infizieren, worauf sich auf diesen eine Conidienfruktifikation entwickelt, wobei die Blätter frühzeitig absterben.

17. *Sclerotinia Mespili* Woron. Sclerotien in mumifizierten auf Früchten Früchten von *Mespilus* und *Cydonia* sind ebenfalls von Woronin (l. c.) von *Mespilus* und *Cydonia*. ausgegeben worden. Nach demselben Beobachter soll als Conidienzustand hierzu gehören die auf den Blättern der genannten Bäume vorkommende *Ovularia necans* (S. 349).

18. *Sclerotinia Cerasi* Woron. Auch aus mumifizierten Kirchen- auf Früchten fruchten hat Woronin (l. c.) eine Monilia-artige Conidienfruktifikation, Kirchenfruchten sowie aus Sclerotien in Früchtchen von *Betula* im Frühjahr Sclerotinia- und in Früchten Apothecien herauswachsen sehen. Er vermutet auch, daß die Monilia fructigena (S. 360) die Conidienform eines verwandten Discomyceten sei.

19. *Sclerotinia baccarum* Rost., ist nur im Sclerotienzustand auf Beeren von auf den Beeren von *Streptopus amplexifolius* in Grönland gefunden Streptopus. worden.

20. Die Sclerotienkrankheit der Grasblätter. Von dieser Krank- Sclerotienkrank- heit werden verschiedene Gramineen an ihren jungen Trieben befallen, die heit der Gras- dadurch lange bevor sie ihre natürliche Höhe erreicht und den Blütenstand blätter. entwickelt haben, zu Grunde gehen. Schon von ferne zeigen sich sämtliche Blätter, mit Ausnahme der jüngsten, an denen die Krankheit erst beginnt, von den Spitzen aus zum größten Teil vertrocknet, verblühten und verbogen oder eingewickelt. In der ganzen Länge des erkrankten Teiles ist das Blatt mit den Rändern eingerollt wie in der Knospe, und da gewöhnlich das untere Blattstück grün und normal ausgebreitet ist, so sieht es aus, als obigte jedes Blatt in eine lange, blasse Ranke. Regelmäßig steht aber die Spitze jeder Ranke in der Stelle des nächst älteren Blattes, sogar wenn die Blätter durch Streckung ihrer Scheiden schon sehr weit auseinander gerückt

<sup>1)</sup> Berichte d. deutsch. botan. Gesellschaft. VIII, 1890, pag. 219; IX, 1891, pag. 189.

<sup>2)</sup> Berichte d. deutsch. botan. Gesellschaft. IX, 1891, pag. 102.

sind. Der Halm erhält dadurch eine seltsame, verkettete Tracht. Aus jeder Blattrolle kommt unten ein weißer Myceliumstrang hervor, der sich, bevor er endigt, noch ein Stück auf dem ausgebreiteten, grünen Blattstück fortsetzt, aber auch hier seine Anwesenheit durch einen ihm folgenden, verblichenen, dünnen Streifen im Blatte kennzeichnet. In diesem Myceliumstrange befinden sich in Entfernungen einzeln stehende oder perlchnurartig gereihete, länglichrunde, anfangs weiße, dann lichbraune, endlich schwärzliche Sclerotien, im Durchmesser 1 bis 2 mm. Sie entstehen immer in der Achse des Stranges, so daß sie ringsum von den weißen Fasern desselben eingehüllt sind. Man findet sie teils in dem aus der Rolle herausragenden Stück, teils und hauptsächlich in der Rolle, wo sie wegen ihrer Größe die gerollten Blattblätter aus einander drängen und frei vortretend sichtbar sind. Der Myceliumstrang füllt in der Blattrolle alle Zwischenräume aus, und seine Fäden dringen hier auch in das Blattgewebe ein, verdrängen und zerstören hauptsächlich die zartwandigen Elemente, dringen aber auch in die Lumina der derbwandigeren Zellen und selbst der Gefäße ein. Oft ist daher an Stelle des Mesophylls ein ähnliches, dichtes Geflecht von Myceliumfäden getreten, wie es außerhalb des Blattkörpers in den Zwischenräumen der Blattrolle sich befindet. So wird durch das Mycelium die ganze Rolle zu einer zusammenhängenden Masse verwebt; dies erstreckt sich daher auch auf die in jeder Rolle stehende Spitze des nächst jüngeren Blattes. Der Pilz wandert also nur in der Knospe des Halmes zwischen den in einander stehenden jungen Blättern. Weder Conidienträger am Mycelium, noch Fruchtkörper aus den Sclerotien sind bis jetzt beobachtet; der Pilz ist also noch mit Vorbehalt zu *Sclerotinia* zu stellen. Das Sclerotium hat ein weißes Mark, welches aus ziemlich dicht verflochtenen Hyphen, deren Verlauf kaum zu verfolgen ist, besteht und eine dunkle Rinde, deren Zellen braunwandig, enger, dichter verflochten, daher pseudoparenchymatisch sind. Dasselbe ist zuerst von Kuerswald bei Leipzig auf *Calamagrostis* gesammelt und als *Sclerotium rhizodes* *Aw.* in Rabenhof's Herb. mycol. Nr. 1232, verteilt worden. Fudéy hat dasselbe Sclerotium im Rheingau auf einer Sumpfwiese in einem Grafe, das er zweifelhaft als eine *Poa*-Art bezeichnet, gefunden. Im Frühjahr 1879 trat die Krankheit in den Auenuäldern von Leipzig epidemisch auf; ich fand an einem feuchten Waldrande in weiter Ausdehnung zahlreiche Pflanzen von *Hieracium glomerata* daran erkrankt, an einem andern Orte trat der Pilz auf einer feuchten Waldwiese an *Phalaris arundinacea* auf, deren junge Triebe kaum fußhoch dadurch vernichtet wurden, so daß ein ganzer Strich der Wiese dürr und weiß geworden war. Auf dieses Vorkommnis bezieht sich meine obige, schon in der ersten Auflage dieses Buches, S. 545, gegebene Beschreibung der Krankheit.

Sclerotienkrank-  
heit der Reis-  
pflanze.

21. Die Sclerotienkrankheit der Reispflanze. In Italien ist eine für die Reispflanze verderbliche Krankheit bekannt geworden, welche durch ein von Cattaneo<sup>1)</sup> *Sclerotium Oryzae* genanntes, in ungeheurer Menge in den Hohlräumen der unteren Halmtaille und Blattstelen vorkommendes *Sclerotium* hervorgerufen wird. Letzteres sitzt anfangs einem

<sup>1)</sup> Symb. mycol. 2. Nachtr. pag. 84.

<sup>2)</sup> Archiv triennale de Labor. di Bot. crittog. di Pavia 1877, pag. 10. Vergl. Zuss. bot. Jahressb. f. 1877, pag. 154.

partien, weißen Mycelium an und ist kugelförmig, nur etwa  $\frac{1}{10}$  mm groß, glatt, fast glänzend, schwarz. Der unter Wasser befindliche Teil des Palmes, in welchem hauptsächlich der Pilz sich entwickelt, wird schwarzfleckig, reißt auf und wird schließlich ganz zerstört, infolgedessen der Palm zu Grunde geht. Ob der Pilz zu *Sclerotinia* gehört, ist noch fraglich.

22. Die Stengelfäule der Balsaminen, durch einen von mir schon in der vorigen Auflage dieses Buches S. 544 beschriebenen und *Sclerotium Balsaminae* Frank, genannten Pilz verursacht. Am Stengel der Balsaminen verlieren ein oder mehrere unterste, zunächst über dem Boden stehende Internodien ihren Turgor und sehen wie gefocht aus, so daß man leicht den Saft aus ihnen drücken kann, worauf die Pflanze zu welken beginnt, umfällt und rasch absterbt. Diese Krankheit beobachtete ich in einem Beete von *Impatiens glandulifera*, von welchem nur einige wenige Individuen erkrankten. Zwischen den Zellen der erkrankten Teile fand sich ein üppig entwickeltes Mycelium, dessen Fäden bis zu 0,01 mm dick, mit Scheidewänden versehen, reich an Protoplasma war und in gleich dicken und mehrmals dünnere Fäden sich verzweigten. Das Mycelium durchwucherte alle Gewebe. An diesem Mycelium bildeten sich zahllose kleine, kugelige, schwarze Sclerotien von nicht über  $\frac{1}{10}$  mm Durchmesser; sie waren ebenfalls durch alle Gewebe verbreitet, von der Epidermis an, selbst zwischen und in den weiten Gefäßen. Ihre Bildung begann damit, daß in eine oder mehrere benachbarte Zellen Myceliumfäden zahlreich eindrangen und sich zu einem das Lumen der Zellen ausfüllenden Knäuel verbanden. Aus diesem entwickelte sich das Sclerotium. Einige abgestorbene Exemplare, welche in einen feuchten Raum gelegt worden waren, zeigten sich nach einigen Tagen in fast allen Teilen, nämlich in den Wurzeln, in den Stengeln und selbst in mehreren Blättern vom Mycelium durchwuchert und mit Sclerotien durchsetzt. Conidienträger habe ich nicht beobachtet; auch das Schicksal der Sclerotien ist mir unbekannt. Es ist also auch noch unentschieden, ob dieser Pilz zu *Sclerotinia* gehört.

Balsaminen.

### XIII. *Vibrissea* Fr.

Die Apothecien haben die Form kleiner, auf einem dünnen Stiel stehender kugeltiger Köpfchen, deren ganze Außenfläche mit der Fruchtschicht überzogen ist. Letztere besteht aus Paraphysen und achtsporigen Schläuchen mit sehr kleinen, elliptischen, einzelligen, farblosen Sporen. Die Apothecien entspringen bei dem hier zu erwähnenden Pilze aus Sclerotien, weshalb wir diese Gattung hier anschließen.

Vibrissea.

*Vibrissea sclerotiorum* Kstr., verursacht nach Kstrup<sup>1)</sup> eine Sclerotienkrankheit des Hopfentrees (*Medicago lupulina*) in Dänemark. Sehr viele Pflanzen eines Kleecklages starben ab und die abgestorbenen Wurzeln und Stengel zeigten sich mit schwarzen knollenförmigen Sclerotien besetzt. Aus den im März ausgeführten Sclerotien erhielt Kstrup im Juni je 1 bis 10 Apothecien mit dünnen, 5–8 mm langen, weißen, an der Basis rötlichem Stielchen und helrotem 0,5 mm dicken Köpfchen.

Sclerotien-  
krankheit des  
Hopfentrees.

<sup>1)</sup> Oversigt over de i 1884 indløbne Forespørgsler angaaende Sygdomme hos Kulturplanter. Ref. in Botan. Centralbl. XXIV. 1885, pag. 48.

XIV. *Roesleria* Thüm. et Pass.**Roesleria.**

Die Apothecien stellen ebenfalls gestielte, kugelige Köpfchen dar, die aber aus keinem Sclerotium, sondern aus abgestorbenen Pflanzenwurzeln entspringend unterirdisch wachsen. Die achtsporigen Schläuche zeichnen sich durch kugelförmige Sporen und dadurch aus, daß sie rasch vergänglich sind, indem die sich vergrößernden Sporen den Schlauch ausweiten, der dadurch ein perschnurförmiges Aussehen bekommt und einer einfachen Sporenkette gleicht, zumal da die Sporen dann sich von einander abgliedern.

**Am Weinstock.**

*Roesleria hypogaea* Thüm. et Pass. Die kleinen, silbergrauen, kugelförmigen oder etwas zusammengebrückten Köpfchen dieses Pilzes sitzen mit ihren weißlichen, meist gebogenen,  $\frac{1}{2}$  bis 2 cm langen Stielen gesellig auf der Oberfläche im Erdboden faulender Wurzeln von Solzpflanzen, besonders häufig am Weinstock. Dieser Pilz scheint indessen nur ein Saphrophyt zu sein, denn er ist an lebenden Wurzeln noch nicht beobachtet worden. Gleichwohl hat man<sup>1)</sup> in ihm die Ursache gewisser Krankheiten des Weinstocks vermutet, bei denen die Pflanzen auf größeren oder kleineren Plätzen in den Weinbergen im Laufe der Jahre allmählich zurückgehen und absterben, und wobei man die Wurzeln größtenteils verfault und nicht selten mit den Apothecien dieses Pilzes bewachsen findet. Diese Erscheinungen samt dem Pilze sind in Frankreich, in der Schweiz, in Niederösterreich und in den deutschen Rheinländern zu beobachten. Vorläufig darf noch angenommen werden, daß in solchen Fällen eine derjenigen Weinkrankheiten, die wir an andern Stellen besprochen, insbesondere *Dematophora necatrix*, Reblaus oder die wahrscheinlich nicht parasitäre Gelbsucht der Reben die primäre Ursache und die *Roesleria* erst eine sekundäre Erscheinung ist.

## Fünfzehntes Kapitel.

## Ascomyceten, welche nur in der Myceliumform bekannt sind.

Der Wurzelröter, *Rhizoctonia* DC.**Wurzelröter,  
*Rhizoctonia*.**

Wir haben es hier mit Schmarotzern auf Pflanzenwurzeln zu thun. Ein dickes, faserig-häutiges, violett gefärbtes Mycelium überzieht die Wurzel meist total und tötet sie, worauf die Pflanzen selbst eingehen. Diese auf sehr verschiedenen Pflanzen auftretenden Pilze sind nur in ihrer charakteristischen Myceliumform bekannt; mit Sicherheit sind noch keine Fructifikationsorgane an diesen Mycelien nachgewiesen worden, wenigstens keine Ascosporenfrüchte, welche gestatten würden, diesen Pilzen eine Stellung unter den Ascomyceten anzuweisen. Daß sie aber Angehörige der letzteren sein dürften, wird von allen Myco-

<sup>1)</sup> Vergl. Prillieux, Le Pourridié des Vignes de la Haute-Marne. Extrait des Annales de l'institut nationale agronomique. Paris 1882, pag. 171.

selogen angenommen. Wir führen sie daher vorläufig noch abgefordert von den eigentlichen Ascomyceten für sich auf.

1. Der Wurzelstötter der Luzerne, *Rhizoctonia violacea* Tul. **Wurzelstötter der Luzerne.**

(*Rhizoctonia Medicaginis* DC., *Byssothecium circinans* Fockel, *Leptosphaeria circinans* Sacc., *Tremmatosphaeria circinans* Winter). In Frankreich ist diese Krankheit seit längerer Zeit beobachtet<sup>1)</sup>, dann aber auch in Deutschland, besonders in Elßaß-Lothringen, in den Rheingegenden bis nach Mittel-Franken<sup>2)</sup>, in den Jahren 1884 und 1885 auch in Dänemark<sup>3)</sup> bekannt. Dabei zeigen die Pflanzen zuvor nichts Krankhaftes, werden dann gelb, welken und sterben unaufhaltsam ab. Das Übel beginnt an einzelnen Punkten der Luzernefelder und verbreitet sich von dort aus ringsum immer weiter, so daß große, kreisrunde Gehstellen entstehen und der Ernteertrag bis auf die Hälfte sinken kann. An den oberirdischen Theilen der kranken Pflanzen läßt sich keine Krankheitsursache entdecken; wenn man aber die Pflanzen aus der Erde zieht, so zeigen sich die Pfahlwurzel und gewöhnlich alle ihre Verzweigungen bis zu den feinsten Wurzeln total überzogen von einem schön violetten, fein faserig-häutigen Pilz, von welchem auch Fasern und dickere Fasernstränge abgehen und zwischen den die Wurzel umgebenden Erdbodentheilen sich verbreiten. Die von dem Pilze überzogenen Wurzeln sind krank, weich und welf oder bereits gestötet; sie werden bald morsch und faulig, und es ist kein Zweifel, daß dieses Absterben der Wurzeln die Ursache der Erkrankung und des endlichen Todes der grünen Pflanze ist. Das Mycelium steht mit der Oberfläche des Wurzelförpers in fester Verbindung. Der letztere ist mit einer aus mehreren Zellenlagen bestehenden Rostschicht überzogen. In den äußersten Zellen derselben und auf der Oberfläche ist eine dicht verzögte Masse von bräunlich-violetten Pilzfäden entwickelt. Die Dide dieses Überzuges ist an verschiedenen Stellen sehr wechselnd. Nach außen zu sind die Fäden immer weniger verzögelt, nur locker verflochten und vielfach auf längere Strecken ganz frei verlaufend, wie eine lockere Matte die Wurzel umhüllend. Sie haben eine Dide von 0,0045–0,009 mm, sind mit Querschidewänden versehen, verzweigt und haben mäßig starke, violette Membranen. Auch ins Innere der Wurzel dringt das Mycelium ein; es hat hier farblose, zwei- bis dreimal dünnere Fäden, welche zwischen den Zellen und quer durch dieselben hindurchwachsen. Man bemerkt sie besonders im Rindengewebe. Der violette Pilz ist also nur der an der Oberfläche entwickelte Teil des Parasiten, der durch das farblose, endophyte Mycelium aus der Wurzel ernährt wird. In dem oberflächlichen violetten Pilz bilden sich stellenweise kleine, kugelige, dichte, dunkel violette Wärgchen. Diese haben zunächst eine dicke, vielzellige Wand und ein aus locker verflochtenen Hyphen bestehendes Mark. Fockel<sup>4)</sup> giebt an, daß sich diese Gebilde zu Pykniden entwickeln, indem auf ihrer Innenwand längliche,

<sup>1)</sup> Zuerst erwähnt von Decandolle, Mém. d. Mus. d'hist. nat., 1815. Der Pilz wurde zuerst von Baucher 1813 bei Geni auf Luzerne entdeckt.

<sup>2)</sup> Vergl. Wagner in Jahresbericht des Sonderausch. f. Pflanzenschutz in Jahrb. d. deutsch. Landw. Ges. 1893, pag. 419.

<sup>3)</sup> Vergl. Kastrup, Undersøgelser over Svampes laegten Rhizoctonia. Kopenhagen 1886. Refer. Bot. Centralbl. XXX, 1887.

<sup>4)</sup> Botan. Zeitg. 1861, Nr. 34, und Symbolae mycol., pag. 142.



vierfächerige, violette Sporen abge schnürt werden; sie sollen sich unregelmäßig am Scheitel öffnen, und ihren Inhalt als einen violetten Schleim entlassen. An stark befallenen Wurzeln, welche zahlreiche solche Wurzeln trugen, und welche ich den Winter über im Erdboden ließ, konnte ich im Frühlinge diese Fruchtbildung nicht beobachten; im Gegenteil waren diese Gebilde ausnahmslos auf ihrem Zustande stehen geblieben und anscheinend abgestorben. Wenn daher auch aus diesen Körperchen Pykniden werden können, so nimmt doch jedenfalls ihre Entwicklung nicht immer diesen Verlauf. Fuckel will sogar die dem Pilze zugehörigen Perithezien, also die Ascosporenfrüchte gefunden haben. Diese entwickelten sich erst im Herbst an den schon ganz in Fäulnis übergegangenen Wurzeln, die durch die Rhizoetonia getötet worden waren. Sie hatten eine porenförmige Mündung und schloßen Sporenschläuche ein, deren jeder 8 länglich-eiförmige, vierzellige violette Sporen enthielt. Fuckel hat danach für unsern Pilz den Namen *Byssothecium circinans* aufgestellt und Saccardo hat, die Fuckel'sche Annahme acceptierend, dem Wurzeltöter den Namen *Leptosphaeria circinans* geben zu müssen geglaubt, in welche Gattung allerdings die erwähnten Perithezien zu rechnen sein würden. Winter<sup>1)</sup> bezeichnet die Fuckel'schen Perithezien mit dem Namen *Trematosphaeria circinans* Winter, hält jedoch die Zugehörigkeit zu dem Rhizoetonia-Pilze für unwahrscheinlich. Kofstrup (l. c.) will im Frühjahr auf den befallenen gewesenen Wurzeln Pykniden mit zahlreichen Sporen und auf sclerotienartigen Knollen Conidien, aber keine Perithezien gefunden haben; nur an den Wurzeln erkrankt gewesener Exemplare von *Lignustrum* fand er der Rhizoetonia ähnliche rote Fäden und Perithezien mit achtförmigen Schläuchen, welche der Gattung *Trichosphaeria* entsprachen und die Kofstrup möglicherweise als die Perithezien von Rhizoetonia bezeichnet. Jedenfalls ist die Annahme, daß die hier und da gefundenen Perithezien wirklich der Rhizoetonia angehören, durchaus willkürlich und unbewiesen; im Gegenteil könnte es sich bei diesen Perithezien um einen der vielen saprophyten, Pyrenomyceten handeln, wie häufig abgestorbenen Pflanzenteilen überhaupt und sehr häufig auftretenden pilzen. Auf den von mir untersuchten, von Rhizoetonia stark befallenen und im Winter im Boden liegenden gebliebenen Wurzeln waren diese Perithezien nicht zu finden. Fuckel hat den Schneeschimmel (*Lanosa nivalis* Fr.) für den ersten Entwicklungszustand des Wurzeltöters erklärt. Dies ist ein bisweilen zu Ende des Winters unter dem Schnee auf der Erde und auf Pflanzen sich zeigendes spinnwebartiges, aus weißen Fäden bestehendes Mycelium, welches an den Seiten der Fäden büschelweise stehende, länglich-kugelförmige, 2- bis 5 zellige, bläulich-weiße Conidien ab schnürt<sup>2)</sup>. Allein mit Sicherheit ist der Nachweis des Zusammenhanges nicht geliefert worden. Was die Überwinterung der Rhizoetonia im Erdboden anlangt, so wissen wir nicht, ob dazu Sporen erforderlich sind. Wir wissen auch noch nicht, ob dazu im Erdboden zurückgebliebene Teile des alten Myceliums genügen; aber wir dürfen das letztere für sehr wahrscheinlich halten. Sicher ist nur, daß der Pilz, wenn er einmal vorhanden ist, unterirdisch durch sein Mycelium sich auf benachbarte gesunde Pflanzen verbreitet und diese ebenfalls tötet. Zeuchter

<sup>1)</sup> Kryptogamenfloren. Die Pilze, II, pag. 277.

<sup>2)</sup> Vergl. Näheres über diesen Pilz bei Pokorný in Verh. d. bot. bot. Ges. Wien 1865, pag. 281.

Boden, namentlich nasser Untergrund scheint die Entwicklung zu begünstigen, doch schließt trockener die Krankheit nicht aus. In trockenen Jahren greift die Krankheit langsam um sich und wird im Juni auch später als sonst sichtbar, nach Wagner (l. c.).

Erfolgreiche Mittel zur Vertilgung der Krankheit besitzen wir bis jetzt nicht. Um die Weiterverbreitung des Pilzes zu verhindern, empfiehlt es sich, rings um die verrosteten Stellen Gräben zu ziehen von der Tiefe der Wurzeln. Da wir nicht wissen, wie lange der Pilz nach einer stattgefundenen Krankheit an den Wurzelresten im Boden lebensfähig bleibt, so läßt sich auch kein Rat geben, wie lange man warten muß, ehe auf einem verpilzten Acker wieder die Nährpflanze gebaut werden darf. Da nun aber der Pilz außer auf der Luzerne höchst wahrscheinlich auch noch auf vielen andern Nährpflanzen wachsen kann, worüber sogleich weiteres zu erwähnen ist, so würde der Versuch einer systematischen Auszehrung des Pilzes im Boden wenig Hoffnung auf Erfolg erwecken. Eher dürfte vielleicht Desinfektion in den infizierten Bodenstellen mit Karbolsäure, Schwefelkohlenstoff oder einem ähnlichen kräftig wirkenden Desinfektionsmittel angezeigt sein.

2. Der Wurzelstöter anderer Pflanzen. Mit dem Wurzelstöter der Luzerne sehr übereinstimmende Pilze von gleich verderblicher Wirkung finden sich auch auf einer Reihe anderer Pflanzen bekannt und zwar ebenfalls nur in der Mycelform. Tulasne<sup>1)</sup> hält wohl mit Recht alle diese für eine und dieselbe Species und hat daher für alle den Namen *Rhizoctonia violaceae* eingeführt. Bei aller Wahrscheinlichkeit, die diese Ansicht hat, darf sie doch so lange nicht als erwiesen betrachtet werden, als noch kein Versuch gemacht worden ist, diesen Parasiten von der einen auf eine andre Nährspecies zu übertragen. Wir führen die bekannt gewordenen weiteren Nährpflanzen des Wurzelstöters im folgenden auf.

a) Auf Rotklee kommt nach Tulasne (l. c.) der Pilz auch unter Auf Rotklee. denselben Erscheinungen wie an der Luzerne vor. In Dänemark hat ihn Kastrup<sup>2)</sup> in den Jahren 1884 und 1885 auf dieser und den folgenden Akearten sehr schädlich auftreten sehen.

b) Auf Weißklee, Vastardklee, Serradella, *Ononis spirosa* ist der Wurzelstöter ebenfalls beobachtet worden.

c) Auf der Färberröte (*Rubia tinctorum*) wird der Pilz von Tulasne auf Färberröte angegeben. Nach Decaisne<sup>3)</sup> soll der Pilz im südlichen Frankreich mit außerordentlicher Schnelligkeit die Wurzeln dieser Pflanze befallen und sehr schädlich wirken.

d) Auf *Sambucus Ebulus* nach Tulasne (l. c.) und Kastrup (l. c.) Auf *Sambucus*.

e) Auf den Wurzeln der Drangenbäume, ebenfalls nach Tulasne's Angaben. Drangenbäumen.

f) Auf Möhren, Fenchel und andern Umbelliferen hat Kühn<sup>4)</sup> zuerst auf Möhren, den Wurzelstöter unter den gleichen Symptomen, wie an den andern Pflanzenfenchel u. andern Umbelliferen beobachtet.

g) Auf den Zuder- und Futterrüben kommt der Pilz, hier auch zuerst auf Zuder- und von Kühn (l. c.) beobachtet, durch ganz Deutschland verbreitet vor, ohne Futterrüben.

<sup>1)</sup> Fungi hypogaei, pag. 188.

<sup>2)</sup> Kgl. danske Vidensk. Selsk. Forhandl. 1886, pag. 59.

<sup>3)</sup> Recherches anat. et physiol. sur la Garange. Bruxelles 1837, pag. 55.

<sup>4)</sup> Krankheiten der Kulturgewächse, pag. 224.

jedoch ausgebehntere bedeutende Beschädigungen zu veranlassen. Er zeigt sich hier besonders in feuchtem, undrainiertem Lande. Die Befruchtung beginnt am unteren Ende der Rüben und schreitet nach oben fort, indem der Pilz zuerst in kleinen, bräunlich purpurroten Warzen auftritt, die sich vergrößern und vereinigen. Das Mycelium wächst anfangs nur in der Rinde, später dringt es tiefer ein und veranlaßt Fäulnis. Nach Eidam<sup>1)</sup> sollen auch Keimlinge der Rübenpflanzen von *Rhizoctonia* befallen werden, so daß also die Erscheinung des Wurzelbrandes der Rüben auch durch diesen Pilz verursacht werden kann. Einen ähnlichen Pilz will derselbe auch auf *Seradella*-Samen gefunden haben.

An Knollen der  
Kartoffeln.

h) An den Knollen der Kartoffeln hat ebenfalls zuerst Kühn (l. c.) den Pilz gefunden. Hier sind nach Hallier's<sup>2)</sup> Beobachtungen die Knollen zuerst im Innern vollkommen gesund; die Schale ist unverletzt, aber mit dem purpurvioletten Mycelium bekleidet. Die davon überzogenen Stellen erscheinen dann etwas eingesunken. An dem Mycelium entstehen in zwischen zahlreiche schwarze Punkte; es sind knollenförmige Bildungen derselben, deren äußere Zellen schwarz purpurrot sind und nach innen in farblose übergehen. Diese Körper sind offenbar mit den oben bei der Luzerne erwähnten Wärgchen identisch, vielleicht stellen sie Sclerotien dar. Nur da, wo sie der Kartoffelschale aufliegen, dringen auch Myceliumsfäden in das Innere des Knollens. Zuletzt tritt Fäulnis ein, und zwar beginnend an den am stärksten ergriffenen Stellen, wo dann die Schale sich völlig gelöst erweist.

Auf Rumex  
und Geranium.  
Auf Spargel.

i) Auf den Wurzeln von *Rumex crispus* und *Geranium pusillum* hat Kofstrup (l. c.) den Pilz in Dänemark gefunden.

k) Auf Spargel, wo schon Tulasne (l. c.) den Pilz beobachtet hat. In den Spargelkulturen Rheingessens hat sich neuerdings die Krankheit recht schädlich gezeigt. Ich fand die Wurzeln der kranken und eingebenden Spargelpflanzen stark mit dem violetten Mycelium überzogen, welches in seiner Beschaffenheit sowie in dem Auftreten zahlreicher violetter Wärgchen ganz dem der Luzerne glich.

Safrantob.

l) Als Safrantob (*Rhizoctonia crocorum* DC., *Rhizoctonia violacea* Tul.), ist ein ganz ähnlicher Parasit der Zwiebelknollen des Safrans bezeichnet worden. Er bildet anfangs auf der Innenfläche der Zwiebelschale kleine, weiße, flossige Häufchen, deren Fäden dann sich nach allen Seiten ausbreiten und allmählich einen dünnen Überzug auf der Innenfläche der Schale bilden. An Stelle der flossigen Häufchen entwickeln sich dichtere, fleischig weiche, kegelförmige Wärgchen. Alle diese Teile nehmen allmählich violette Farbe an; später dringt das Mycelium auch nach außen, unspinnig und verklebt die Schalen und wuchert nun auf der Oberfläche derselben üppig weiter als eine violette, faserige Hülle, auch reichlich Fadenstränge in den Boden sendend. An diesem äußerlichen Mycelium, sowohl auf den Zwiebeln als auch auf den im Boden wachsenden Strängen, entstehen runde oder längliche knollenartige Bildungen (Sclerotien). Das im Boden wachsende Mycelium dringt bis zu benachbarten Zwiebeln, die dann von dem Pilze in derselben Weise befallen werden. Zuletzt wird die Zwiebel bis auf die härteren Teile, nämlich bis auf die Gefäßbündel, die als ein

<sup>1)</sup> Refer. in Centralbl. f. Agrilkulturchemie 1889, pag. 405.

<sup>2)</sup> Zeitschr. f. Parasitenkunde, 1873. I, pag. 43.

gelblicher Kern zurückbleiben, und bis auf die saferigen, vom Mycelium bedeckten Zwiebelhäute zerstört. Der Pilz richtet auf den Safranseltern in Südfrankreich, wo er ebenfalls kreisförmige Fehlstellen erzeugt, große Verheerungen an; dort zeigte sich die Krankheit („mort du safran“) schon Mitte des vorigen Jahrhunderts in solchem Grade, daß die Akademie der Wissenschaften zu Paris um Aufklärung und Hilfe befragt wurde und auf ihre Veranlassung Duhamel<sup>1)</sup> zuerst die Krankheit genauer untersuchte. Dieser beobachtete bereits die erwähnten fleischigen Wurzchen, weshalb er den Pilz für eine kleine Trüffelart hielt, und erkannte auch, daß derselbe sich vermehrt durch eine große Menge von Mycelsfäden, die er Wurzeln nannte, und welche die Decken der Zwiebeln durchdringen und das Fleisch aussaugen. Lulasne (l. c.) hat den Pilz von neuem untersucht und das Weitere, was Soben über ihn mitgeteilt wurde, ermittelt. Er zieht, wie schon erwähnt, auch diesen Parasiten zu Rhizoctonia violacea. Prillieux<sup>2)</sup> fand, daß die Infektion der gesunden Zwiebelschuppen dadurch erfolgt, daß die Myceliumsfäden des Pilzes durch die Spaltöffnungen in das Gewebe der Schuppen eindringen.

m) Auf Allium ascalonicum wird eine Rhizoctonia Allii Grav. angegeben. Sie soll nach Passerini<sup>3)</sup> in Oberitalien in nassen Sommern auch die Zwiebeln von Allium sativum zerstören. Auf Allium ascalonicum.

n) Auf Bataten in Nordamerika wird von Fries<sup>4)</sup> eine Rhizoctonia auf Bataten. Batatas Fr. erwähnt.

o) Von der Rhizoctonia Mali DC., welche Decandolle auf den auf Apfelbaum. Wurzeln junger Apfelbäume gefunden hat, ist es wahrscheinlicher, daß sie das Mycelium des Agaricus melleus (f. S. 236) gewesen ist.

3. Die Fockenkrankheit der Kartoffeln, Rhizoctonia Solani Fockenkrankheit Kühn. Mit diesem Namen wird eine zuerst von Kühn (l. c.) beobachtete Krankheit der Kartoffelknollen bezeichnet, bei welcher an einzelnen Stellen stechnadelkopfgroße oder etwas größere, anfangs weißliche, später dunkelbraune Pusteln auf der Schale auftreten. Dieselben haben den Bau von Sclerotien, d. h. sie bestehen aus fest verwachsenen, parenchymähnlichen Pilzzellen, von ihrer Oberfläche ziehen sich einzelne braune, septierte Myceliumsfäden freiwachsend auf der Schale hin. Sorauer beobachtete an den Myceliumsfäden die Bildung von Conidien in der Form von Helminthosporium, d. h. von verkehrt-keulenförmiger Gestalt, mit 3 bis 6 Quermännen. Soweit die Beobachtungen reichen, werden die Knollen durch diesen Pilz nicht weiter beschädigt, sie bleiben zu allen ihren Verwendungen, insbesondere zur Verfütterung und zur Brennerei tauglich; bei den Speisekartoffeln wird nur durch das Unansehnlichwerden der Wert vermindert. Der Pilz scheint von der Rhizoctonia violacea auf der Kartoffel nach Vorstehendem verschieden zu sein; doch ist darüber nicht eher etwas entschieden, als bis seine weitere Entwicklung bekannt ist. Vom Schorf der Kartoffeln (S. 25) ist diese Krankheit wohl zu unterscheiden; Sorauer hat den

<sup>1)</sup> Vergl. Decandolle in Mém. du Mus. d'hist. nat. 1815.

<sup>2)</sup> Sur la maladie des Safrans. Compt. rend. XCIV und XCV; refer. in Botan. Zeitg. 1883, pag. 178.

<sup>3)</sup> Vergl. Hoffmann's mykologische Berichte in Bot. Zeitg. 1868, pag. 180.

<sup>4)</sup> Systema mycologicum.

Namen Grind für die Rhizoetonia-Krankheit vorgeschlagen, mit welchem Ausdruck jedoch bisher in der Praxis wohl auch oft der Schorf bezeichnet worden ist.

## II. Abschnitt.

### Schädliche Pflanzen, welche nicht zu den Pilzen gehören.

#### 1. Kapitel.

#### Parasitische Algen.

Parasitische  
Algen.

Obgleich die Algen Chlorophyll besitzen und daher selbständig assimilieren, so leben doch manche mikroskopische Arten schmarotzend in andern Pflanzen. Durch letztere erhalten sie die mineralischen Nährstoffe aus dem Erdboden, aber sie entziehen denselben vielleicht keine assimilierte Nahrung. Wenigstens üben sie mit einer einzigen bis jetzt bekannten Ausnahme keinen bemerkbaren schädlichen Einfluß auf ihre Nährpflanzen aus, so daß diese Lebensgemeinschaft mehr den Charakter einer gutartigen Symbiose als den eines Parasitismus hat. Die Betrachtung dieser Algen gehört daher nicht hierher. Wohl aber führen wir die wenigen bekannt gewordenen Beispiele solcher parasitischer Algen an, welche an ihren Nährpflanzen Krankheitserscheinungen hervorrufen.

Auf Arum.

1. *Phyllosiphon Arisari Kuhn*, eine von Kuhn<sup>1)</sup> in den Blättern von Arum Arisarum bei Nizza entdeckte Siphonacee, deren durchschnittlich 0,04 mm dicke, verzweigte, mit Chlorophyllkörnern dicht erfüllte Schläuche zwischen den Parenchymzellen wachsen und an den befallenen Stellen der Blätter und Blattstiele gelblich werdende Flecke hervorrufen.

Auf *Lysimachia*.

2. *Phyllobium dimorphum Kütz.*<sup>2)</sup> In den Blättern von *Lysimachia Nummularia*, *Ajuga reptans*, *Chlora serotina* und *Erythraea Centaurium* bewohnen die dunkelgrünen, meist ellipsoide Zellen dieser Alge das Gewebe längs der Gefäßbündel und bringen daselbst kleine, knötige Erhabenheiten auf den Blättern hervor.

Mycoides  
parasitica.

3. *Mycoides parasitica Cunn.* Diese Alge aus der Familie der Coleochaeteen bewohnt in Ostindien die Blätter des Mangobaumes, sowie von *Croton*, *Thea*, *Camellia*, *Rhododendron* und oft auch der Farne. Bei *Camellia japonica* bekommen nach Cunningham<sup>3)</sup> die befallenen Blätter zahlreiche hellgrüne bis orange gelbe Flecke und Löcher mit so gefährlichem Rande. Der Parasit siedelt sich während der Regenzeit zwischen Epidermis und Cuticula an in Form runder Scheiben, welche aus dicht aneinander-

<sup>1)</sup> Sitzungsb. d. naturf. Gesellsch. Halle 1878. Vergl. noch Zuss, bot. Zeitg. 1882, Nr. 1, und Schmitz daselbst 1882, Nr. 32.

<sup>2)</sup> Botan. Zeitg. 1881, Nr. 16—20.

<sup>3)</sup> Über *Mycoides parasitica*, ein neues Genus parasitischer Algen. Transact. Lin. Soc. Ser. II. Bot. Vol. I., citirt in Zuss, Botan. Jahressb. 879, I, pag. 470.

liegenden, dichotom verzweigten, gegliederten grünen Zellstrahlen bestehen. Die Zoosporangien bilden sich an dem köpfchenförmig angeschwollenen Ende von orangefarbenen Strahlen, welche sich senkrecht erhebend die Cuticula in die Höhe heben und zum Teil durchbrechen. Obgleich die Alge gewöhnlich keine Zweige in das tiefer liegende Gewebe sendet, so sterben doch während ihrer Entwicklung die darunter liegende Epidermis und das Mesophyll ab.

## 2. Kapitel.

### Flechten und Moose an den Bäumen.

Auf den Rinden der Stämme, der Äste und sogar der dünnen laubtragenden Zweige der Bäume wachsen oft allerhand Moose und Flechten, deren Auftreten als Baumkrähe oder Baumräude bezeichnet und mit Recht als den Bäumen für schädlich gehalten wird.

Flechten und Moose an den Bäumen.

Bei uns sind dies hauptsächlich folgende Flechten: *Usnea barbata*, *Bryopogon jubatum* (diese beiden besonders in Gebirgswäldern an den Nadelbäumen, Ebereschen etc.), *Imbricaria physodes* und *J. caperata*, *Evernia prunastri* (vorzüglich an den Obstbäumen), *Evernia furfuracea*, *Ramalina calicaris*, *Physcia parietina* (diese beiden besonders an Alleebäumen), außerdem an glattrindigen Stämmen verschiedene Arten von *Lecanora*, *Lecidella*, *Graphis* etc. Von Moosen sind es namentlich Arten von *Orthotrichum*, *Noekera* und *Hypnum*, sowie kleinere Lebermoose, besonders *Radula complanata*, *Frullania dilatata*. Diese Pflänzchen bedürfen zu ihrem Gedeihen einen gewissen Grad von Feuchtigkeit und Licht, daher wachsen sie am reichlichsten an den vor den austrodnenden Strahlen der Mittagssonne geschützten Nord- und Ostseiten der Baumstämme und lieben die Wälder, besonders die Gebirgsgegenden, zeigen sich jedoch hier vorwiegend an den Rändern der Bestände und an den durch dieselben führenden Straßen und Wegen und an den auf diesen gepflanzten Bäumen, während unter Hochwald die genannten Flechten weniger und höchstens in den mehlig-staubigen Formen der sogenannten Soredienansätze sich entwickelt. Diese Kryptogamen sind keine Parasiten, denn wir sehen sie auch an dem toten Holze von Bäumen u. dergl. sowie an dünnen Ästen vegetieren; es ist kein Gedanke daran, daß sie den Bäumen Nahrungssäfte entziehen. Das geht auch aus der Art hervor, wie sie den Rinden aufgewachsen sind: bei allen derartigen Flechten, die ich untersuchte, dringt der Thallus nicht in die lebenden Gewebe der Rinde ein, sondern ist nur in den äußeren Teilen des Periderms oder der Rorkenschuppen entwickelt, beziehentlich mit seinen Rhizinen daselbst befestigt. Inwieweit diese Pflänzchen ihre Nahrung aus diesen toten Geweben ziehen oder aus atmosphärischem Staub und Niederschlägen empfangen, ist nicht bekannt. Schaden bringen sie nur indirekt. Starke Überzüge mit Moos können den Stämmen allerdings schädlich werden. Denn dieses hält die Feuchtigkeit fest und bildet sogar leicht unter sich eine dünne Humusschicht. Den Baumstämmen ist dies in ähnlicher Weise nachtheilig, als wenn man sie ganz mit Erde verschüttet (Bd. I, S. 254), sehr schädlich aber ist der Moosüberzug an allen Wunden, weil hier Wundfäule und Brand (Bd. I, S. 106) durch die festgehaltene Feuchtigkeit hervorgerufen werden.

Lebensweise derselben.

Von den Flechten leiden die Baumstämme entschieden weniger; sie sind manchmal ganz darin eingehüllt, ohne daß man dem Baume ein Leiden anmerkt. Mit den dünneren Zweigen verhält es sich aber bezüglich der Flechten ungleich. Die Ebereschen an den Straßen auf den höchsten Teilen des Erzgebirges sind oft von unten bis an die Spitzen der Zweige in graue Flechtenmassen gehüllt, zwischen denen sogar das Laub dem Auge verschwindet und nur die vielen roten Früchte von ferne hervorleuchten. Hier kann also der schädliche Einfluß kein großer sein. Aber vielfach bringt der Flechtenanhang Zweigdürre hervor, z. B. an den Buchen und besonders an den Fichten ganz gewöhnlich. Das ist freilich ein sehr langsamer Prozeß, dessen Ursache noch nicht genügend aufgeklärt ist. Sobald der Zweig abgestorben und dürr ist, nimmt der Flechtenanhang an ihm rasch überhand; man sieht deutlich, daß der tote Zweig den Flechten ungleich günstigere Bedingungen gewährt, und zwar weil hier die Rinde brüchig und rissig wird und sich abblättert, was den Flechten viel mehr Befestigungspunkte bietet, als auf der glatten, gesunden Rinde. Trotzdem darf man daraus nicht schließen, daß Zweige, auf denen sich Flechten ansiedeln, immer schon krank oder im Absterben begriffen sein müssen. Man sieht oft die noch grünen Äste mit Flechten behangen, an Laub- wie an Nadelholz, besonders an den Fichten, wo Massen von *Usnea* und *Bryopogon* dicht verwickelt Zweige samt Nadeln umstricken. An solchen Ästen beginnt dann ein Siechtum, welches aber oft erst nach Jahren zum Tode führt. Die Jahrestriebe und die Belaubung werden immer dürrer, ein Zweiglein nach dem andern wird trocken, die Rinde der Jahresringe des Holzes solcher Äste zeigt sich von Jahr zu Jahr gesunken, bis zuletzt, wo nur noch wenige grüne Zweiglein da sind, der Zuwachs ganz aufhört.

#### Bekämpfung.

An den Stämmen der Obstbäume sind Moos und Flechten durch Abtragen oder Abbürsten nach einem Regen, wo sie sich am leichtesten ablösen, sowie durch Anstrich mit Kalkwasser zu vertilgen. Kränkeltnde Zweige, die starken Flechtenanhang zeigen, müssen zurückgeschnitten werden. Durch möglichste Beseitigung der Bäume kann man diesen Kryptogamen sehr entgegenarbeiten.

### 3. Kapitel.

#### Phanerogame Parasiten.

#### Phanerogame Parasiten.

Unter den Phanerogamen giebt es eine Anzahl echter Parasiten, welche auf andern Pflanzen schmarozen. Es gehören dazu teils Gewächse, denen das Chlorophyll ganz oder fast ganz fehlt, welche also keine grünen Blätter besitzen und somit ihren ganzen Bedarf an assimilierten Stoffen aus ihrer Nährpflanze beziehen müssen, teils solche, welche mit grünen Blättern ausgestattet sind, also selbständig Kohlen-säure assimilieren, aber vielleicht gleichwohl organische Verbindungen aus ihren Nährpflanzen erhalten, jedenfalls aber alles nötige Wasser nebst den anorganischen Nährstoffen von denselben beziehen. Es ist daher auch zu erwarten, daß die Pflanzen, auf denen diese phanerogamen Parasiten leben, mehr oder weniger beschädigt werden, und es ist leicht

erklärt, daß dies in besonders auffallendem Grade bei den chlorophylllosen oder chlorophyllarmen Parasiten der Fall ist, eben weil hier dem Wirt die gesammten für die Ernährung des Parasiten erforderlichen organischen Verbindungen, also eigene Bestandteile seines Körpers entzogen werden. Dagegen ist bei vielen der mit Chlorophyll versehenen Parasiten von einer schädlichen Wirkung auf die Nährpflanze nichts zu bemerken; bei einigen derselben sind aber doch auch gewisse Störungen an der Nährpflanze deutlich nachweisbar. Wir behandeln hier selbstverständlich die phanerogamen Parasiten nicht in ihrer Gesamtheit als solche, sondern führen nur diejenigen an, bei welchen man von einem wirklich schädlichen Einflusse auf die Nährpflanze etwas sicheres weiß. Als solche würden folgende in Betracht kommen.

### I. Die Seide, *Cuscuta*.

Diese mit den Windengewächsen (*Convolvulaceen*) nächstverwandte Gattung hat keine grünen Blätter, sondern nur eine Menge Stengel, die wie lange, dünne, bleiche oder rötliche Fäden aussehen, und an denen die rundlichen, blaß rosenroten Blütenköpfe sitzen. Diese Stengel umspinnen die Blätter und Stengel anderer Pflanzen meist so reichlich, daß die letzteren dadurch ausgezogen und unterdrückt werden und daß in den Feldern an den Punkten, wo dieser Parasit aufgetreten ist, Hehlstellen sich bilden. Die *Cuscuta*-Stengel wurzeln nicht im Erdboden, sondern sind an zahlreichen Punkten durch eigentümliche Organe, die Saugwarzen oder Haustorien, mit den Nährpflanzen organisch verwachsen (Fig. 93 u. 94) und saugen mit Hilfe derselben ihren sämtlichen Nährstoff aus dem Körper des Wirtes<sup>1)</sup>.

Die Seide,  
*Cuscuta*.

Über die Lebensweise der *Cuscutaceen* ist folgendes zu bemerken. Es sind einjährige Pflanzen, welche alljährlich aus ihren Samen von neuem entstehen. Letztere keimen bei gewöhnlicher Temperatur in etwa 5–8 Tagen. Der im Endosperm spirallig eingerollte fadenförmige, kotyledonenlose Embryo wächst dann als ein feines hellgelbliches Fädchen aufrecht, indem er durch ein ganz kurzes, etwas verdicktes Wurzelende, welches aber nicht den Bau einer eigentlichen Wurzel zeigt, im Boden Halt findet. Dieses feine Stengelfchen beschreitet dann mit seinem freien Ende Rotationsbewegungen, wodurch das Auffinden und Erfassen einer Nährpflanze erleichtert wird. Ist letzteres geschehen, so umschlingt der junge Seidenstengel die Nährpflanze mit 3 bis 5 engen Windungen, und bildet alsbald an den Kontaktstellen Haustorien, durch die er mit der Nährpflanze verwächst, und dann erst stirbt der ganze untere Teil des Parasiten ab, so daß letzterer nun nicht mehr mit dem Erd-

<sup>1)</sup> Vergl. Solms-Laubach in Pringsheim's Jahrb. f. wiss. Bot. VI, pag. 575 ff. Frant, über Flach- und Klee-seide in Georgica, Leipzig 1870. Haberland in Österreichisches landw. Wochenblatt 1876, Nr. 39 u. 40. Koch, die Klee- und Flachseide etc. Heidelberg 1883.





Fig. 94.

**Die Kleeheide** A Stück einer Klee-  
pflanze mit blühenden Seidenstengeln.  
B Stück eines Seidenstengels mit einem  
Blütenköpfchen und mehreren Saug-  
warzen, etwas vergrößert. C eine Blüte  
der Cuscuta.

den tieferen Rindenlagen des Seidenstengels in Verbindungen stehen; mit ihrem Eintritt in das Gewebe der Nährpflanze beginnen diese Zellenreihen mehr ein selbständiges Wachstum; besonders die peripherischen Reihen breiten sich allseitig in der Rinde der Nährpflanze fadenförmig aus und ähneln daher sehr den Fäden eines Pilzmyceliums. In der Mittelpartie des Haustorialkörpers bleiben die schlauchförmigen Zellen mehr im Zusammenhange und stoßen so direkt auf den Holzkörper und das Phloem des Nährstengels. Alle diese schlauchförmigen Zellen des Haustorialkörpers schwellen an ihrer

boden in Berührung sich befindet. Der fortwachsende Seidenstengel läßt dann auf die ersten engen Bindungen mit Haustorien weitere Schlingen ohne Saugorgane folgen, und auch weiterhin wechseln enge mit weiteren Bindungen ab, wodurch ein schnelleres Emporklettern ermöglicht wird. Das feste Umlegen der engen Bindungen beruht auf einer Reizbarkeit des Cuscuta-Stengels und ist also den Bewegungen der Ranken der Kletterpflanzen zu vergleichen. Die Haustorien entstehen an der Innenseite der Bindungen, die der Seidenstengel um die Nährpflanze macht, als Wärtchen, durch papillenförmiges Auswachsen einer Gruppe von Epidermiszellen und der darunter liegenden Rinde. Die Wärtchen pressen sich fest an den Nährstengel an. Dies geschieht dadurch, daß die Epidermiszellen an der in der Mitte gelegenen Stelle im Wachstum zurückbleiben, während sie rings im Umkreise um diese Partie eine starke Streckung nach der Nährpflanze hin erfahren und daher einen trichterförmigen Wulst um die zurückgebliebene centrale Stelle bilden. Dann erst entsteht in diesem Wärtchen der wichtigste Teil dieses Organes, der Haustorialkern oder der eigentliche Saugfortsatz, welcher das Wärtchen durchbricht und sich in den Nährstengel bis zu den Gefäßbündeln hineinbohrt (Fig. 95). Die zweite subepidermale Rindenschicht ist es, welche durch wiederholte Zellteilungen einen Meristemherd bildet, welcher dem Haustorialkern den Ursprung giebt, der also nicht in der Weise wie eine echte Wurzel entsteht. Der gegen den Nährstengel hin wachsende Haustorialkörper erscheint aus reihenweise geordneten, an der Spitze schlauchförmigen Zellen zusammengefaßt, welche nach rückwärts mit den Gefäßbündeln und

Spitze mehr oder weniger an und gelangen so in möglichst große Berührung mit den Gewebeelementen der Nährpflanze. Zuletzt tritt in dem centralen Strange des Haustorialkörpers Gefäßbildung ein, indem die dort befindlichen Elemente ring- oder neßförmig sich verdicken und in Tracheiden sich umwandeln. Auf diese Weise stellt sich eine vollständige Verbindung des Gefäßkörpers des Haustoriums mit dem centralen Gefäßbündelstrange der Mutterpflanze einerseits und mit den Gefäßen der Nährpflanze anderseits her. Durch diese Verbindung der gleichartigen Gewebe zwischen Nährpflanze und Parasit wie sie in den zahlreichen gebildeten Haustorien erzielt wird, ist also in der vollkommensten Weise die Überführung der Nahrung in den Parasiten

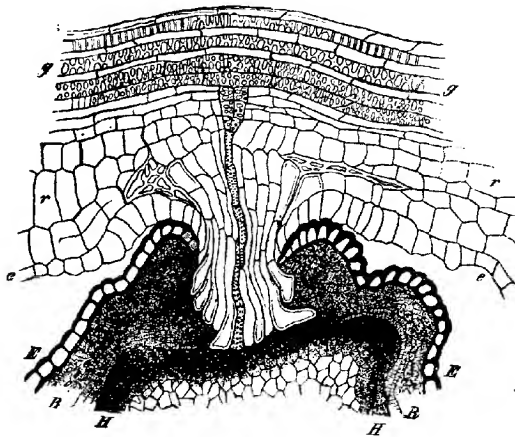


Fig. 95.

Haustorium von *Cuscuta epilinum*. Dasselbe entspringt aus dem Seidenstengel und zwar am Gefäßbündel *g* derselben, unter der Rinde *rr*; *ee* Epidermis des Seidenstengels. Das Haustorium ist eingedrungen in dem im Querschnitt gesehenen Leinwandstengel, dessen Epidermis *HE* und Rinde *RR* durchbrechend und bis an das Holz *HH* vordringend. Vergrößert. Nach Sachs.

ermöglicht. Mit der zunehmenden Menge der Haustorien wird denn auch die Entwicklung der Seidenpflanze und die Vermehrung ihrer Stengel durch Verzweigung sehr beschleunigt. Der Umstand, daß in den Achseln der kleinen schuppenförmigen Blätter des *Cuscuta*-Stengels mehrere Knospen angelegt werden, die zu Zweigen auswachsen können, und daß an den Kontaktstellen mit der Nährpflanze nicht selten Adventivprossen entstehen, trägt zur Vermehrung der Stengelbildung ebenfalls bei. Es ist bemerkenswert und bei den Vertilgungsarbeiten wohl zu berücksichtigen, daß auch abgerissene Stücke von Seidenstengeln auf feuchter Erde liegend längere Zeit am Leben bleiben und benachbarte Nährpflanzen wieder erfassen können. Während die *Cuscutaceen* bisher wegen ihrer blassen Farbe für chlorophylllos gehalten wurden

ist durch eine von Temme<sup>1)</sup> bei mir ausgeführte Untersuchung nachgewiesen worden, daß diese Pflanzen besonders in den Blütenadueln doch etwas Chlorophyll enthalten und demgemäß auch im Sonnenlichte Sauerstoff ausscheiden, also etwas Kohlenensäure assimilieren. Immerhin ist die Erwerbung kohlenstoffhaltiger Pflanzensubstanz auf diesem Wege hier völlig unzureichend für die Ernährung, so daß der Parasitismus unentbehrlich ist. Der aus- saugende und allmählich tödende Einfluß, den die Seide auf die von ihr befallenen Pflanzen ausübt, ist daher sehr wohl erklärlich. Die Beschädigungen, welche sie hervorbringt, sind um so intensiver je kleiner die befallenen Pflanzen gegenüber der Massenentwicklung der Parasiten sind; so werden Sträucher, Hopfen und andre kräftige Pflanzen, wenn sie von *Cuscuta* angegriffen werden, nicht eigentlich getödtet, wie es mit dem niedrigen Klee fast immer der Fall ist. Die Wirkung ist wohl auch zum Teil eine rein mechanische; die Pflanzen werden durch die oft ungeheure Masse der um sie gewundenen Schlingpflanze niedergedrückt und erwürgt, sie vermögen kein einzelnes Blatt ordentlich zu entfalten und werden wegen Mangel an Raum Luft und Licht erstickt.

Die Gattung *Cuscuta* ist in allen Erdteilen in zahlreichen Arten vertreten, von denen auf Europa 9, auf Deutschland 5 kommen. Schädlich sind besonders folgende Arten.

Klee-seide.

1. Die Klee-seide (*Cuscuta epithymum* L., *Cuscuta Trifolii* Babington). Stengel ästig, Blüten sitzend, Röhre der Blumenkrone so lang wie ihr Saum, durch die großen zusammenneigenden Krönenschuppen geschlossen, Staubgefäße herausragend, Narbe fadenförmig. Die liebsten Nährpflanzen dieser Species sind Papilionaceen, in erster Linie der Rotklee, die Luzerne und die Wicke, welche durch sie sehr stark beschädigt werden. Außerdem tritt sie auch auf Weiz- und Bastardklee auf *Mollotus*, *Lotus*, *Onobrychis*, *Ononis*, *Genista* auf; von mir wurde sie auch auf Lupinen beobachtet; selten werden *Phaseolus* und *Cicer* befallen. Ferner ist diese Species noch gefunden worden auf Kartoffeln, Runkelrüben, Mohrrüben, Leindotter, Fenchel, Anis, Coriander, Brennessel; dagegen sollen Wein, Hanf, Sonnenblumen nach Haberlandt den Parasiten nicht annehmen. Anderweitige Nährpflanzen sind *Thymus Serpyllum*, *Rumex Acetosella*, *Plantago lanceolata*, *Ranunculus arvensis*, *Cerastium*, *Calluna vulgaris*; ferner Compositen wie *Matricaria*, *Chrysanthemum Leucanthemum*, *Carduus crispus*, sowie viele Gräser, wie *Anthoxanthum odoratum*, *Phleum pratense*, *Holcus lanatus*, *Poa pratensis* und Mais. Diese Seide findet sich nämlich auch sehr häufig auf Heiden, Wiesen, Weiden, Rainen u. s. w., hier besonders gern auf *Calluna*, *Genista*, *Thymus*, Gräsern u. und kann von diesen Stellen aus auf die selber gelangen. In Südtirol ist sie auch auf dem Weinstock angetroffen worden<sup>2)</sup>.

Gemeine Seide.

2. Die gemeine Seide (*Cuscuta europaea* L.) Wie vorige, aber mit aufrechten, der Röhre angebrachten Krönenschuppen und nicht herausragenden Staubgefäßen und fadenförmiger Narbe. Diese Art wächst am häufigsten in Feldgebüsch auf Brennesseln, Hopfen, jungen Pappeln und Weiden, Schwarzborn, *Tanacetum* und andern wilden Pflanzen, geht aber

<sup>1)</sup> Landwirthsch. Jahrb. 1883, pag. 173.

<sup>2)</sup> Verhandl. d. R. R. Zoolog. bot. Ges. in Wien. April 1867.

auch auf die Kleearten, Wicken, Ackerbohnen, Hanf und Kartoffeln über. Sie kann der Korbweiden-Kultur schädlich werden<sup>1)</sup>.

3. *Cuscuta racemosa* Mart. Wie vorige, aber Blüten gestielt, in Büscheln, Blütenkrondröhre von den zusammenneigenden Schuppen geschlossen, mit kopfförmiger Narbe. Diese Art ist mit französischem Luzerne-samen eingeschleppt worden und kommt manchmal in der Luzerne vor. Auf Luzerne.

4. *Cuscuta Solani* Hol., mit kugeligcr Blütenkrondröhre ohne Kronenschuppen, ist auf Kartoffeln von Holub<sup>2)</sup> beobachtet worden. Auf Kartoffeln.

5. Die Flachsseide (*Cuscuta Epilinum* Weihe.), mit nicht ästigem Stengel und fast kugeligcr Blütenkrondröhre mit kleinen, aufrechten, angedrückten Schuppen und nicht herausragenden Staubgefäßen. Diese ist im Flachs ein schon lange Zeit bekannter Schmarotzer, der aber nach Robbe<sup>3)</sup>, auch auf Hanf und *Spergula* wachsen kann. Flachsseide.

6. *Cuscuta Cesatiana* Bertol. mit dickem Stengel, gestielten Blüten, offenem zurückgebogenem Blütenkrondröhren, cylindrischer Blütenkrondröhre, kopfförmiger Narbe und kugeligcr Fruchtkapsel. Schmarotzt nur auf der Weide. Auf Weide, Pappel u.

7. *Cuscuta lupuliformis* Krockcr (*Cuscuta monogyna* Vahl), mit sehr dickem, ästigem Stengel und in ährenförmigen Rippen stehenden Blüten, durch einen einzigen Griffel von den übrigen Arten unterschieden. Sie findet sich besonders im östlichen Deutschland auf Korbweiden und Pappeln, ist auch auf Weinstock und Lupinen gefunden worden.

8. Auf Weiden sind außerdem beobachtet worden die aus Amerika stammende *Cuscuta Gronovii* Willd., und die in Ungarn vorkommende *Cuscuta obtusilora* Hamb.<sup>4)</sup>.

9. Auf Himbeeren ist in Nordamerika eine nicht näher bestimmte *Cuscuta* gefunden worden<sup>5)</sup>. Auf Himbeeren.

Das beste Verhütungsmittel der Seide, besonders der Klee-seide besteht in der Verwendung seidefreien Saatgutes. Die Samenkontrollstationen befaßen sich hauptsächlich mit der Untersuchung der Klee-saat auf Seidesamen. Die Unterscheidung der letzteren von den Klee-samen ist nicht schwer. Die Samen der Flachs-seide sind 1,5 mm, die der Klee-seide 0,7–1,3 im Durchmesser, beide rundlich, undeutlich kantig, hellgrau oder bräunlich, etwas rauh und gänzlich glanzlos. Um seidehaltige Klee-saat zu reinigen, hat Kühn<sup>6)</sup> das Abstreben mittels Sieben vorgeschlagen, welche genau 22 Maschen auf 7 qcm haben. Nach Robbe's<sup>7)</sup> Erfahrungen kann man sich aber nicht sicher auf die Siebe verlassen, denn abgesehen davon, daß die Samen des weißen und schwefelichen Kleeß nahezu mit denen der *Cuscuta* übereinstimmen, Bekämpfung.

<sup>1)</sup> Vergl. Kühn, seidebefallene Korbweiden. Wiener landw. Zeitg. 1880, pag. 751.

<sup>2)</sup> Eine neue *Cuscuta*. Österr.-botan. Zeitg. 1874, pag. 304.

<sup>3)</sup> Wiener landw. Zeitg. 1873, Nr. 31, und landw. Versuchstationen 1878, pag. 411.

<sup>4)</sup> Vergl. Prantl, *Cuscuta Gronovii*, Centralbl. f. d. ges. Forstwesen 1878, pag. 95.

<sup>5)</sup> Wiener Obst- u. Gartenzeitg. 1876, pag. 145.

<sup>6)</sup> Zeitschr. des landw. Central-Ver. d. Prov. Sachsen, 1868, pag. 131 u. 304.

<sup>7)</sup> Wiener landw. Zeitg. 1873, pag. 299.

sind die letzteren mitunter so groß, daß sie eine Siebmasche von 1 mm nicht passieren können. Übrigens darf der Siebabsfall nicht dem Futter beigemengt werden, da die Seidesamen unverdaut und keimfähig durch den tierischen Darmkanal gehen. Auch durch Almotheegrassaat wird Seidesamen mitunter verbreitet. Sempolowoski<sup>1)</sup> teilt einen Fall mit, wo ein Kleefeld durch Aufbringen von Jungviehhänger infiziert wurde, weil Kaps- und Leinkuchen verfüttert wurden, welche ungerösteten Kleeseidesamen enthielten. Auch gehört möglichste Vertilgung der in der Nähe der Felder wild wachsenden Seide zu den Verhütungsmitteln. Die Vertilgung der auf den Feldern vorhandenen Seide besteht in sorgfältigem Abmähen der befallenen Stellen, bevor die Seide zur Blüte gelangt ist, oder das Abstoßen der befallenen Pflanzen mit einer geschärften Schaufel dicht an der Erde, worauf die Seide sorgfältig vom Felde abzuräumen ist<sup>2)</sup>. Sicherer wirken chemische Mittel: Übergießen mit verdünnter Schwefelsäure (1 auf 200 bis 300 Wasser<sup>3)</sup>), oder dichtes Bestreuen mit rohem schwefelsaurem Kali<sup>4)</sup>, oder Begießen mit Eisenvitriol<sup>5)</sup>, oder nach Robbe Bedecken der befallenen Stellen und deren nächster Umgebung mit einer 20–30 cm hohen Schicht kurzgeschnittenen Strohes, welches mit Petroleum befeuchtet und dann angezündet wird. Ebenso günstig dürften Mittel wirken, welche die Seide ersticken, wie z. B. eine fest angeschlagene, etwa 10 cm hohe Schicht kurzgeschnittenen Heufels oder Rohe und dergl., oder Gips, einige Centimeter hoch mit Feinerde bedeckt und mit Sauche begossen, oder Aschstaub, zur Winterzeit aufgestreut. Der Klee durchbricht meist diese Deckschichten, während die Seide das nicht vermag.

## II. Die Orobanche-Arten.

Orobanche-  
arten.

Diese mit den Scrophulariaceen verwandten chlorophylllosen Gewächse haben einen aus der Erde hervorkommenden, 10–60 cm laugen, geraden, mit Schuppen besetzten und in eine Blütenähre endigenden Stengel, dessen in der Erde befindliche Basis knollig angeschwollen ist und ein Saugorgan darstellt, welches mit der Wurzel einer benachbarten Pflanze verwachsen ist und damit die Nahrung aus derselben aussaugt. Die Nährpflanzen werden durch diese Parasiten mehr oder weniger stark beschädigt<sup>6)</sup>.

Die Kapseln von Orobanche enthalten zahlreiche, sehr kleine Samen mit Endosperm und einem kugelförmigen, kotyledonenlosen Embryo. Diese kommen nur dann zur weiteren Entwicklung, wenn sie eine ihnen zugehörige Nährwurzel als Unterlage finden, und können andernfalls mehrere Jahre keimfähig bleiben. Bei der Keimung wächst die haubenlose Wurzelhälfte

<sup>1)</sup> Zeitschr. d. landw. Centralver. d. Prov. Sachsen 1881, pag. 19.

<sup>2)</sup> Dasselbst 1870, pag. 24.

<sup>3)</sup> Fühling's Neue landw. Zeitg. 1871, pag. 475.

<sup>4)</sup> Dasselbst pag. 794.

<sup>5)</sup> Botan. Zeitg. 1864, pag. 15.

<sup>6)</sup> Solms-Laubach, l. c., pag. 522 ff. — Koch, Untersuchungen über die Entwickel. d. Orobanchen. Berichte d. deutsch. bot. Ges. 1883, Heft 4, und Entwickelungsgeichte der Orobanchen. Heidelberg 1887.

hervor, und aus dieser entwickelt sich der dünne, fadenförmige Keimling, dessen oberes Ende im Endosperm stecken bleibt. Hat das kleine Keimfädchen eine Nährwurzel erreicht, so verwächst es mit ihr und verdicke sich an dieser Stelle zu einem innerhalb der Nährwurzel sitzenden primären Haustorium, dessen nach innen gewendete Spitze ihre Zellen reihenweise in das Gefäßbündel und in die Rinde des Wirtes sendet. Der Parasit läßt auf die stärkeren Nährwurzeln einen Reiz aus, der sich in einer von der Cambiumschicht derselben ausgehenden Zellvermehrung äußert, die zur Bildung eines Ringwulstes um den äußeren Teil des Parasiten führt. Zugleich werden aus dem Cambium Tracheiden gebildet, durch welche die tracheale Verbindung zwischen dem Haustorium und dem Gefäßbündel der Nährwurzel hergestellt wird. Aus den peripherischen Zellen des primären Haustoriums gehen neue, dem Hauptkörper ähnlich gebaute Wucherungen hervor, wodurch der junge Parasit das Aussehen eines Badenagahues bekommt, dessen Zahnwurzeln in der Nährwurzelschwellung ruhen. Der außerhalb der Wirtspflanze verbliebene Teil entwickelt sich zu einem knolligen Körper, welcher dem Haustorium direkt aufsitzt und zum Erzeuger der Stamm- und Wurzelvegetationspunkte der Orobanche wird. Die Wurzeln kommen in bedeutender Menge aus dem unteren Teile des Knollens hervor, während aus dem oberen Teile der junge Sproß entspringt. Erreichen diese Wurzeln eine Nährwurzel, so bringen sie wieder in dieselbe ein und erzeugen ein sekundäres Haustorium, durch welches wiederum eine tracheale Verbindung zwischen Wirt und Parasit hergestellt wird.

Der Einfluß auf die Nährpflanze hängt von der Stärke der Entwicklung ab, welche die Orobanche erreicht. Im geringsten Falle wird nur die Vegetationszeit der Nährpflanze um einige Wochen verlängert. Es können aber auch die Pflanzen mehr und mehr unterdrückt werden, so daß sie zwar niedriger bleiben, aber doch noch zur Fruchtbildung gelangen oder aber auch die Blütenbildung ganz vereitelt wird.

Von den zahlreichen bekannten Orobanche-Arten, die alle meist auch ihre besonderen Nährpflanzen haben, führen wir nur die besonders schädlichen an.

1. *Orobancha minor* Salt., der Kleeteufel oder Kleewürger, Der Kleeteufel. 30–50 cm hoch, braunviolett, mit lilaea oder purpurnen Blüten, blüht im Juni und Juli, bisweilen im August zum zweitenmal. Hauptsächlich im Klee, und zwar Rot-, Weiß- und Wistardklee, schädlicher Parasit, der besonders häufig in Thüringen und in den Rheinländern, vorzüglich in Baden auftritt, außerdem auch auf Hornklee, Zentrabell, Mohrrübe und Weiberrabe beobachtet worden ist. Im Badenschen ist der Parasit in den Kleeschlägen oft so häufig, daß auf dem Quadratfuß 1 bis 5 Stüke Orobanchen stehen und daß manchemal der Kleeschmitt ruiniert wird. Da an einer Orobanche bis 70 und 90 Kapselfrüchte mit je etwa 1500 staubfeinen Samen sich befinden können, so ist die Vermehrung der Pflanze eine sehr leichte. Die Ausrottung geschieht durch Ausstechen der leicht sichtbaren Scharogerpflanze vor der Samenbildung. Befallene Äcker sind zeitig tief umzubereiten, so daß die Kleepflanzen mit ausgerissen werden, worauf mehrere Jahre lang mit andern Kulturpflanzen zu bepflanzen ist<sup>1)</sup>. Entsprechende Polizeiverordnungen sind auch in den Rheinländern erlassen worden.

<sup>1)</sup> Vergl. Just, Wochenschr. d. landw. Ver. im Großh. Baden 1885, pag. 221, u. Dritter Bericht über d. Pflanz. pflanzenphysiol. Versuchsanstalt zu Karlsruhe 1887, und Koch, l. c., pag. 344.

## 550 II. Abschnitt: Schädliche Pflanzen, welche nicht zu den Pilzen gehören

- Auf Eucerne. 2. *Orobancha rubens* *Wallr.*, bis 60 cm hoch, mit hellgelben bis bräunlich-rötlichen Blüten. Im Mai und Juni auf Eucerne.
- Auf Esparsette u. 3. *Orobancha gracilis* *Sm.*, bis 30 cm hoch, mit außen braunen, innen blutroten Blüten. Im Juni und Juli auf Esparsette, Steinleie, Hornleie und *Lathyrus pratensis*.
- Auf Erbsen u. 4. *Orobancha speciosa* *DL.* mit weißen, violett geadernten Blüten. Im Mai und Juni auf Erbsen, Linse, Ackerbohne und Lupine.
- Auf Picris und 5. *Orobancha Picridis* *Schultz.*, bis 30 cm hoch, mit hellgelben Mohrrüben. Blüten. Im Juni und Juli außer auf Picris hieracioides auf Mohrrüben.
- Auf Mohrrüben. 6. *Orobancha amethystea* *Thuill.*, 30–50 cm hoch, mit weißlichen oder violetten, purpurn geadernten Blüten. Im Juni und Juli außer auf *Eryngium campestre* auf Mohrrüben.
- Auf Epheu u. 7. *Orobancha Hederæ* *Dub.*, auf Epheu am Mittelrhein, aber auch auf Conyza und *Pelargonium zonale* beobachtet.
- Der Hanfwürger. 8. *Orobancha ramosa* *L.* (*Phelipaea ramosa* *C. A. Mey.*), der Hanfwürger oder Hanftod, 10–30 cm hoch, mit weißen oder bläulichen Blüten, an denen außer dem Deckblatte noch zwei Vorblätter stehen, weshalb diese Art zur Gattung *Phelipaea* gerechnet wird. Die Pflanze zeigt sich im Juni, Juli und August bisweilen sehr schädlich in den Kulturen des Hanf und des Tabak, ist auch auf Sonnenrose und Meerrettig beobachtet worden. Gegenmittel sind das Ausraufen des Schmarogers vor der Samenbildung. Hanffelder sind nach der Ernte sofort umzugraben. Vom Tabak sind die entblätterten Stengel samt Wurzeln auszuräumen und zu verbrennen<sup>1)</sup> Tabaksamen von befallenen Feldern, auf denen die Samen der *Orobancha* reif geworden sind, dürfen nicht verwendet werden, weil sie sich von denen des Schmarogers schwer trennen lassen.
- Auf Achillea. 9. *Orobancha caerulea* *Vill.* (*Phelipaea coerulescens*), 15–50 cm hoch, Blüten wie bei voriger, aber amethystfarben. Im Juni und Juli auf Achillea Millefolium.
- In Melonen- 10. *Orobancha Delilii* *Desm.* (*Phelipaea aegyptiaca* *Walp.*), nach pflanzen. *Baillon*<sup>2)</sup> im Jahre 1879 in mehreren persischen Provinzen sehr schädlich in Melonenpflanzungen.

## III. Die Loranthaceen.

**Loranthaceen.** Die ganze Familie der Loranthaceen besteht aus Schmarogerpflanzen. Es sind Holzpflanzen, welche grüne Blätter besitzen, aber nicht im Erdboden wurzeln, sondern auf den Ästen anderer Bäume wachsen. Wegen ihres normalen Gehaltes von Chlorophyll assimilieren sie Kohlensäure; aus ihren Nährpflanzen beziehen sie aber den mineralischen Nährstoff sowie organische Substanzen und das für sie nötige Wasser<sup>3)</sup>. Die

<sup>1)</sup> Vergl. Just, l. c., und Koch, l. c., pag. 335.

<sup>2)</sup> Bull. de la soc. Linn. de Paris. Februar 1880, cit. in Botan. Centralbl. 1880, pag. 231.

<sup>3)</sup> Solms-Laubach, l. c., pag. 575 ff. — R. Hartig, Zeitschr. für Forst- u. Jagdwesen 1876, pag. 321. — Robbe, über die Mistel, ihre Ver-

Foranthaceen gehören größtenteils den Tropen an; in Europa kommen folgende in Betracht.

1. Die Mistel, *Viscum album* L., ein bekanntes Gewächs, welches immergrüne Büsche in den Kronen der Bäume bildet und in ganz Deutschland auf einigen 50 verschiedenen Baumarten wächst, sowohl Laub- als Nadelhölzern; sie bevorzugt indes die Kiefer, die Pappeln und Obstbäume. Selbst an Sträuchern wie Rosa und Azalea ist sie beobachtet worden. Die Mistel wird verbreitet durch Verschleppung ihrer Beeren, besonders durch die Drossel, wobei die flebrigen Samen an die Zweige festgeklebt werden. Die Samen enthalten einen vollkommenen Embryo mit zwei Kotyledonen und

Mistel.

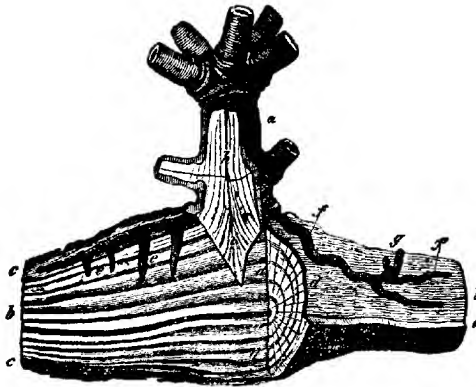


Fig. 95.

Unterer Teil des Stammes a von *Viscum album*; h sein Holz; i seine Hauptwurzel; k die in der Rinde des Nährastes c wachsenden Rindenwurzeln, bei g zwei Knospen erzeugend; ee die Senker, welche durch das Cambium in das Holz eindringen; bei dd ist das letztere halb quer durchschnitten, die Jahresringe zeigend. Natürliche Größe.  
Nach Sachs.

Endosperm. Bei der Keimung tritt das Wurzelende hervor, verdickt sich kopfförmig und kittet sich an die Oberfläche des Zweiges an. Aus dem centralen Gewebe des Köpfchens entsteht die eigentliche Wurzel, welche in die Rinde des Nährzweiges eindringt bis an den Holzkörper. Damit ist das Längenwachstum dieser Wurzel beendet; aber durch ein hinter ihrer Spitze befindliches teilungsfähiges Gewebe, welches in der Cambialregion des Nährzweiges gelegen ist, vermag sich die Wurzel in demselben Maße zu verlängern, als der Holz- und Rindering des Zweiges sich verdicken; die Spitze der Mittelwurzel wird also von dem Holzring umschlossen und

breitung 1c. Tharander forstl. Jahrb. 1884. — Zubeuf, Beitr. z. Kenntnis d. Baumkrankheiten. Berlin 1888, pag. 9.



Kommt mit jedem Jahre tiefer in den Holzkörper zu liegen, ist also nicht selbst in denselben eingedrungen. An dem in der Rinde gelegenen Teile der Keimwurzel entstehen mehrere Seitenwurzeln, welche in der Rinde nahe dem Cambium in der Längsrichtung des Zweiges verlaufen; sie werden die Rindenwurzeln genannt. Während sie vorwärts wachsen, lassen sie in ein- oder zweijährigen Pausen nahe ihrer Spitze in radialer Richtung nach innen einen sogenannten Senker, d. h. einen kelförmigen Auswuchs von der Breite der Rindenwurzel eindringen, welcher wiederum bis zum Holzkörper wächst und nun dieselbe eigentümliche Verlängerung zeigt, wie sie für die Keimwurzel beschrieben wurde. Mittels der Senker werden dem Holze des Nährzweiges Wasser und anorganische Nährstoffe entzogen, den Rindenwurzeln und durch diese dem Mistelstamme zugeführt. Wie lange ein Senker mit der Mistel im Zusammenhange sich erhält, hängt davon ab, wie lange der Zweig glattrindig bleibt, d. h. wann seine Vorkeimbildung eintritt. Eine Rindenwurzel stirbt ab, sobald in demjenigen Teile der Rinde, in welcher sie sich befindet, die Vorkeimbildung beginnt. Der Zusammenhang mit den Senkern wird dann unterbrochen und der Baum sucht nun die letzteren außen mit neuen Holzringen zu schließen. Auf der Außenseite der lebenden Teile der Rindenwurzeln können Brutknospen entstehen, aus denen neue Mistelausschläge hervorgehen, die nun auch wieder ein neues System von Rindenwurzeln bilden. Durch diese fortwährende Verfüngung können ziemlich große Mistelbestände auf den Ästen entstehen. Da die alten absterbenden Senker ziemlich breit sind und zahlreich beisammen stehen, so wird dadurch die weitere Entwicklung des Nährzweiges in die Dicke leicht gestört, weil die Neubildung von Holz aufhört. Die gesamte Rinde nebst den in ihr liegenden Teilen des Parasiten stirbt dann ab und verrottet. Diese entrindeten, abgestorbenen Krebsstellen beginnen dann von den Rändern aus überwallt zu werden. Durch dieses lokale Absterben können die in der Rinde verbreiteten Teile der Misteln außer Zusammenhang mit einander gesetzt werden. Außer dieser lokalen Störung der Gewebebildung ist auch ein schädlicher Einfluß der Mistel auf das Gesamtfinden des Baumes bemerkbar, wenn sie in so zahlreichen Individuen auf demselben sich angesiedelt hat, daß sie mit der Belaubung des Baumes in Konkurrenz tritt; der letztere zeigt dann eine kümmerliche Entwicklung, schwächere Ausbildung, Überhandnehmen von Zweigbüßre. Ganz junge Misteln wird man durch Ausbrechen zerstören können, ältere Bäume müssen dadurch entfernt werden, daß man den Ast, auf dem sie sitzen, ein Stück weit zurückschneidet, damit der Parasit nicht aus entfernteren Adventivknospen wieder ausschlägt.

*Arceuthobium*  
*Oxycedri* auf  
*Juniperus*.

2. *Arceuthobium Oxycedri*, wächst in SüdEuropa und bildet kleine, krautige Stämmchen, welche dicht gedrängt auf angeschwollenen Stellen der Zweige von *Juniperus Oxycedrus* sitzen. Der Parasit bildet nach Solms-Laubach (l. c.) ebenfalls Rindenwurzeln, die sehr fein verästelt sind, und Senker. Auf den nordamerikanischen Koniferen kommt eine größere Anzahl Arten von *Arceuthobium* vor, welche zum Teil, wie z. B. *Arceuthobium Douglasii* nach Tuleuf (l. c.) die Entstehung von Hegenbeseu veranlassen, indem die befallenen Zweige eine erhebliche Streckung erleiden und zerstreut zahlreiche kurze Sprossen aus der Rinde hervorstechen lassen.

Eichenmistel.

3. Die Riemenblume oder Eichenmistel, *Loranthus europaeus*, findet sich besonders in Österreich auf Eichen, aber auch auf Casta-

nea vesca. Diese Pflanze hat sommergrüne Blätter. Ihre Samen werden ebenfalls durch Drosseln verbreitet. Nach den Untersuchungen von R. Hartig (l. c.) nehmen bei diesem Parasiten die Wurzeln ohne Senker zu bilden direkt die Nahrung aus dem Holze. Die Wurzelspitze wächst nämlich nicht außerhalb der Cambiumzone, sondern im Jungholze, genau parallel mit dem Längsverlauf der Elementarorgane des Holzes, die noch unverholzten Gewebeteile nach außen drückend und abspaltend. Dies geschieht solange fort, bis die stärker werdende Verholzung das Weiterwachsen der Wurzel verhindert. Letztere bildet dann an ihrer Außenseite hinter der Spitze einen neuen Vegetationspunkt, welcher das Wachstum in der weiter nach außen gelegenen Jungholzzone fortzusetzen vermag. Es bilden sich dementsprechend an der Innenseite der Wurzel stufenförmige Abfälle, die mit entsprechenden Vorsprüngen des Holzes korrespondieren. Da die Wurzeln des Loranthus immer nach unten, dem Wasserströme des Stammes entgegenwachsen, so ergießt sich das Wasser aus den leitenden Organen des Holzes an den Abfällen direkt in die Parasitenwurzel. Die letztere hält durch ein lebhaftes Dickenwachstum einige Jahre lang mit dem des Nährbaumes gleichen Schritt. Unterhalb der Ansatzstelle des Loranthus bildet die Eiche große, majestätische, den unteren Teil der Mistelpflanze umschließende Anschwellungen, während der darüber gelegene Teil des Eichenastes abstirbt. Der Parasit ist daher durch das Töten der Eichenzapfen sehr nachteilig. Die Befruchtung ist die gleiche wie bei Viscum.

4. *Loranthus longiflorus* wächst nach Scott in Ostindien auf *Loranthus longiflorus* auf sehr verschiedenen Bäumen und wird insbesondere den Citrus-Arten schädlich, welche von diesem Parasiten befallen, kleine, trockene und geschmacklose Früchte bekommen oder selbst ganz eingehen können. Citrus

#### 4. Kapitel.

#### Gegenseitige Beschädigungen der Pflanzen.

Die Pflanzen können sich auch gegenseitig durch ihre bloße Nähe gegenseitig beschädigen. Dieses kann aus verschiedenen Gründen geschehen. Bei den sogenannten Schlingpflanzen handelt es sich, wenn dieselben sich um andere Pflanzen schlingen, für die letzteren um mechanische Störungen. Die Schlingpflanzen können mit ihren Stengeln andere Pflanzen so umstricken, daß sie dieselben an der freien Ausbreitung ihrer Teile hindern, niederziehen, und wenn es kräftige, verholzende Schlingpflanzen sind, sogar Einschnürungen und damit Verwundungen an den fremden Stämmen hervorbringen.

Allgemein ist diejenige Schädigung, welche sich die Pflanzen gegenseitig dann zufügen, wenn sie zu dicht beisammen wachsen, indem sie gegenseitig in der Ausnutzung des Bodens für ihre Ernährung, sowie auch im Genuße von Luft und Licht mit einander konkurrieren, wobei

## 534 II. Abschnitt: Schädliche Pflanzen, welche nicht zu den Pilzen gehören

der stärkere Teil den schwächeren mehr oder weniger benachteiligt. Daß größere Pflanzen kleineren durch die Beschattung schädlich werden können, wie es bei der Unterdrückung des Unterholzes im Walde, bei Kultur von Pflanzen und Obstbäumen und bei dem Erstickten von Saaten unter einer Überfrucht vorkommt, ist schon Bd. I, S. 159 besprochen worden. Sehr auffallend ist aber auch die gegenseitige Benachteiligung dicht beisammen wachsender Pflanzen infolge der Concurrenz in der Erwerbung der Nährstoffe aus dem Boden. Überall, wo sich mehrere Individuen mit ihren Wurzeln in einen mäßig großen Bodenraum teilen müssen, bleiben die Individuen kleiner, als wenn nur ein einziges Individuum diesen Raum einnimmt, und unter den einzelnen Individuen wird meist eine Ungleichheit der Entwicklung bemerkbar, indem gewöhnlich eins von ihnen schneller als die anderen wächst, die dann entsprechend schwächer sich entwickeln oder ganz zwerghaft bleiben. Wenn bei Topfkulturen in mäßig großen Blumentöpfen mehrere Samen zugleich ausgesät werden, kann man diese Erscheinung in der Regel beobachten. Auch bei Kulturen im freien Lande findet man bei Dichtsaaten das gleiche. An jedem Getreidefelde und auch bei anderen Kulturen, wo viele Pflanzen sehr dicht beisammen wachsen, sind die an den Rändern des Feldes stehenden Halme die größten und kräftigsten, weil sie nach der Außenseite des Feldes Wurzeln senden können, welche in keine Konkurrenz mit ebenbürtigen Nachbarn geraten. Mitten im Felde haben die meisten Pflanzen mehr eine mittelmäßige Entwicklung, aber auch viele findet man zwischen ihnen, welche augenscheinlich durch die andern unterdrückt, auffallend klein und schwach geblieben sind. Große, kräftige Pflanzenarten, welche sich mit ihren Wurzeln auch nach der Seite weit auszubreiten pflegen, können sogar auf weitere Entfernung hin ihre Nachbarn, besonders wenn dies von Natur kleinere und langsamere sich entwickelnde sind, beeinträchtigen. Wenn z. B. neben Beeten, auf denen *Helianthus*-Arten stehen, andre Kräuter gebaut werden, so sind die jenen zunächst stehenden Nachbarn am kleinsten, können sogar gänzlich zurückbleiben, und mit zunehmender Entfernung sehen wir die Pflanzen entsprechend größer und kräftiger. Unter den Bäumen ist es die Pappel, welche auf ihre Nachbarschaft insofern schädigend einwirkt, als man da, wo dieser Baum in Alleen steht, auf den angrenzenden Feldern im Umkreise der Stämme, soweit die Baumwurzeln reichen einen schlechteren Stand der Feldfrüchte mehr oder weniger deutlich beobachtet; ebenso haben angrenzende Wiesenflächen in dem gleichen Bereiche von ferne gesehen eine mehr graue Farbe, während die übrigen Teile der Wiese wegen besseren Bestandes rein grün aussehen. Da andre, selbst mehr Schatten werfende Bäume die gleiche Erscheinung nicht

hervorbringen, so kann es nur eine Wirkung der Baumwurzeln sein, welche bei der Pappel durch die starke Ausläufer- und Wurzelschößlingbildung ausgezeichnet sind.

Selbstverständlich findet eine solche Konkurrenz nicht nur zwischen Kulturpflanzen derselben Art oder verschiedener Arten statt, sondern es gehört hierher auch die Beschädigung der Kulturpflanzen durch Unkräuter, die mit ihnen gemeinsam wachsen. Sehr oft sind die Unkräuter gegenüber den Kulturpflanzen im Vorteil. Oft ist dies schon durch die große Individuenzahl, welche auf der reichlichen Samenbildung vieler Unkräuter beruht, bedingt. Aber es kommen auch andre natürliche Eigenschaften der Unkräuter hinzu. Viele derselben sind gegenüber den Boden- und Witterungsverhältnissen weniger anspruchsvoll als unsere Kulturpflanzen und dadurch im Kampfe ums Dasein bevorzugt. Viele haben auch eine raschere natürliche Entwicklung, wodurch sie die Kulturpflanzen überholen; dies wird bei den perennierenden Unkräutern noch dadurch begünstigt, daß sie nicht aus Samen langsam sich zu entwickeln brauchen, sondern aus vorhandenen unterirdischen Wurzeln und Stöcken schnell emporwachsen. Die Beschädigung, welche die Kulturpflanzen durch Unkräuter erleiden können und die bis zu vollständiger Missernte gehen kann, ist in der Praxis genügend bekannt. Wollny<sup>1)</sup> hat sie durch Zahlen auszudrücken versucht, indem er die Ernte von je zwei gleichmäßig beschaffenen und bestellten Parzellen, von denen die eine gejätet, die andre sich selbst überlassen wurde, bestimmte. Es ergaben z. B. Sommerrübsen mit Unkraut 266,2 g Körner und 1010 g Stroh, ohne Unkraut 349,0 g Körner und 1361 g Stroh; Ackerbohnen mit Unkraut 470 g Körner und 910 g Stroh, ohne Unkraut 850 g Körner und 1390 g Stroh. Wollny fand auch, daß ein verunkrauteter Boden in 10 cm Tiefe um 2,35 bis 3,99°C kälter, sowie auch um einige Procente trockner war als der unkrautfreie.

Unkräuter.

Für die Bekämpfung der Unkräuter lassen sich folgende allgemeine Regeln geben. Bekanntlich wird durch den Anbau von Hackfrüchten dem Unkraut wirkungsvoll entgegengearbeitet, weil hier eine direkte mechanische Zerstörung der Unkräuter stattfindet. Indessen lassen sich perennierende Unkräuter nur durch Ausstechen oder sonstiges Entfernen ihrer Wurzeln und unterirdischen Stöcke aus dem Boden gründlich ausrotten; freilich wird dies bei manchen Unkräutern, die mit ihren unterirdischen Trieben sehr tief in den Boden eindringen, zur Unmöglichkeit. Alle Unkräuter, und besonders gilt dies von den einjährigen,

Bekämpfung  
der Unkräuter.

<sup>1)</sup> Forschungen auf. d. Geb. d. Agrikulturphysik 1884, VII, pag. 342.

werden durch ihre Samen von neuem erzeugt. Letztere werden vielfach durch das Saatgut verschleppt; Verpflanzung reinen Saatgutes ist also in dieser Beziehung von Wichtigkeit. Oft streuen aber die Unkräuter schon im Freien ihre Samen aus, wobei manche durch besondere Flugapparate an Samen oder Fruchtschalen begünstigt sind, indem diese durch den Wind weit verbreitet werden; in dieser Beziehung ist die Beseitigung der Unkräuter vom Felde vor erlangter Sommerreife empfehlenswert. Zur Erklärung des Erscheinens von Unkräutern auf Kulturländereien ist auch die Thatsache festzuhalten, daß bei manchen die Samen bis zum Eintritt der Keimung lange liegen müssen. Nach Hänlein<sup>1)</sup> dauerte es bis zum Eintritt der Keimung bei *Campanula Trachelium* 519, bei *Lysimachia vulgaris* 714, bei *Chaerophyllum temulum* und *Plantago major* 1173 Tage bis zur ersten Keimung. Auch kommt das sehr ungleichzeitige Aufkeimen trotz gegebener Keimungsbedingungen in Betracht; bei *Papaver Argemone*, der im allgemeinen rasch keimt, dauerte es 513 Tage, bis die letzten Samen keimten, bei *Lithospermum arvense* dehnte sich diese Zeit bis 710 Tagen aus.

Von den Unkräutern sind folgende die bemerkenswertesten.

Moose.

1. Moose, auf den feuchten Wiesen, wo diese Pflänzchen leicht die Phanerogamen zurückdrängen. Das beste Mittel gegen dieselbe ist Dränage, daneben auch Kalidüngung, weil dadurch den besseren Wiesenpflanzen geeignete Bedingungen geschaffen und sie dadurch im Existenzkampfe begünstigt werden<sup>2)</sup>. Auch Eisenvitriol ist zur Vertilgung des Mooßes auf Wiesen empfohlen worden.

Schachtelhalm.

2. Der Schachtelhalm, *Equisetum arvense*, auf den Ädern, und *Equisetum palustre* auf den Wiesen, perennierende Gefäßkryptogamen, welche sich nur durch Sporen fortpflanzen, aber wegen ihrer überaus tief gehenden unterirdischen Triebe mechanisch nicht auszurotten sind. Düngung mit Knochensalz vertragen diese Gewächse nicht; durch wöchentliches Begießen vom Oktober bis Februar mit Knochensalzlösung wurde der Schachtelhalm auf einer Wiese vertilgt<sup>3)</sup>. Auch durch Mistdüngung, wodurch die besseren Wiesenpflanzen die Oberhand gewinnen, soll man den Wurzel verdrängen können.

Quecke.

3. Die Quecke, *Triticum repens*, ein perennierendes Gras, dessen weithin kriechende Ausläufer schwer aus dem Boden zu entfernen sind. Die scharfen Spitzen der Quackentriebe können sogar bei ihrem Wachstum weichere Pflanzenteile durchbohren, wie es an Kartoffelknollen und an Gichsenwurzeln beobachtet worden ist, wodurch jedoch diesen Pflanzenteilen kein bemerkbarer Schaden zugefügt wird. Das erfolgreichste Bekämpfungsmittel ist die mechanische Zerstörung: nachdem durch Schalen des Aders

<sup>1)</sup> Über die Keimkraft der Unkrautfrüchte. Landw. Versuchstation XXV, Heft 5 u. 6.

<sup>2)</sup> Vergl. Centralbl. f. Agrilkulturchemie 1877, pag. 496.

<sup>3)</sup> Landw. Annalen d. patriot. Westl. Ber. 1878, Nr. 13.

mit dem Schälsschar die Köpfe der Quede abgeschnitten, werden durch Eggen die Ausläufer soweit bloßgelegt, daß sie an der Sonne vertrocknen. Durch Abweiden der wieder aufkommenden Quedenreste durch Schafe, sowie durch erneutes Aufeggen und schließlich durch tiefes Umpflügen wird die Pflanze dermaßen benurruht und geschwächt, daß sie endlich erstickt wird<sup>1)</sup>.

4. Die Herbstzeitlose, *Colchicum autumnale*, ein bekanntes häufiges Unkraut feuchter Wiesen, welches im Herbst hellrosenrot blüht und die Frucht nebst den grünen Blättern im nächsten Frühling hervorbringt. Die perennierenden Knollen stecken tief im Boden. Das Ausstechen ist daher mühsam. Wenn dagegen durch zeitiges Abmähen der Wiesen oder besser durch Abschneiden der Herbstzeitlosen im Mai auf den Wiesen die Blätter und unreifen Früchte der Pflanze frühzeitig genommen werden und man diese Maßregel einige Jahre hindurch wiederholt, so gehen die Knollen schließlich an Entkräftung zu Grunde.

Herbstzeitlose.

5. Der Federich (*Raphanus Raphanistrum*) und der Ackersenf (*Sinapis arvensis*) der oft auch mit dem erstgenannten Namen belegt wird, bekannte gelbblühende Unkräuter, welche einjährig sind, daher nur aus Samen wieder entstehen. Bei Hackkulturen ist möglichst frühes Beheben bei trockner Witterung, auch wohl Ausjäten empfehlenswert. Nach Getreide und Futterpflanzen ist ein flaches Umbrechen der Stoppel empfehlenswert, worauf die aufgebenden Unkrautpflänzchen durch Umpflügen zu erstickten sind. Die gleichen Mittel empfehlen sich auch gegen die andern ein- oder zweijährigen Unkräuter, wie Mohn, Kornblumen, Kamillen, Melde, Saatwunderblume (*Chrysanthemum segetum*), Frühlingstreuzkraut (*Senecio vernalis*), Galinsoga parviflora (Franzosenkraut) u. Gegen die letztere aus Peru stammende Pflanze, die erst in den letzten Jahrzehnten eine auffallende Verbreitung in Deutschland gewonnen hat, sind sogar behördliche Anordnungen erlassen worden, dahin gehend, die abgemähten oder ausgerissenen Pflanzen zu verbrennen oder in tiefe Gruben einzugraben. Das Mittel hat sich nicht bewährt. Danger<sup>2)</sup> empfiehlt gegen diese sowie die ähnlichen Unkräuter das Ausziehen der Pflanzen vor der Samenbildung, worauf sie an der Sonne trocknen gelassen, bei nassem Wetter mit einer Erdschicht überdeckt werden sollen. Anbau von weißem Senf zu Futterweiden in dichter Saat mehrmals nacheinander und unterstützt durch etwas Schilfsalpeter soll diese Unkräuter erstickten.

Federich und Ackersenf.

6. Der Sauerrampfer (*Rumex Acetosella*). Die Wurzeln dieser Pflanze entwickeln leicht Abszessknospen, weshalb die Pflanze schwer auszurotten ist. Da sie Feuchtigkeit liebt, so ist Dränierung sowie Zufuhr von Kalk und reiche Düngung behufs Verdrängung angezeigt.

Sauerrampfer.

7. Die Distelarten, besonders *Cirsium arvense* auf den Feldern, sind als perennierende, sehr tief wurzelnde Pflanzen schwer zu vertilgen; auch ist ihre Befamung eine sehr reichliche. Beharrliches Ausstechen der jungen Pflanzen, sowie Hackfruchtbau sind Gegenmittel.

Distelarten.

8. Die Ackerrinde, *Convolvulus arvensis*, als fräftige Schlingpflanze ein häufiges Unkraut, besonders in Hackfrüchten, und wegen der sehr tief gehenden unterirdischen Stöcke kaum mechanisch auszurotbar. Auch diese Pflanze ist durch wiederholten Hackfruchtbau noch am ersten zu vertilgen.

Ackerrinde.

<sup>1)</sup> Vergl. Werner in Fühling's landw. Zeitg. 1880, pag. 441.

<sup>2)</sup> Der Garten 1891, pag. 329.

## 538 II. Abschnitt: Schädliche Pflanzen, welche nicht zu den Pilzen gehören

### Waldblatt.

9. Das Waldblatt (*Lonicera Periclymenum*), als holzige Schlingpflanze den Stämmen junger Bäume dadurch schädlich, daß sie mit ihrem Stengel eine in spiraliger Richtung gehende feste Umhüllung um die Baumstämmchen bildet, infolge des Druckes, den die zunehmende Dike des Stammes veranlaßt, wodurch die in der Rinde absteigenden Nahrungsstoffe des Baumes am oberen Rande der Einschnürungen aufgestaut und in eine spiralförmige Bahn gelenkt werden. Der Vorgang ist demjenigen bei der Verwundung der Stämme durch Kugelung (Bd. I, S. 136) durchaus analog, hat hier auch entsprechende Folgen, d. h. es wird der oberhalb des Schlingstengels gelegene Wundrand im Laufe der Zeit immer stärker wulstartig verdickt, während der untere Wundrand im Dickenwachstum zurückbleibt oder wohl auch gänzlich absterben kann.

## Berichtigung.

Seite 84 Zeile 5 von unten ließ *candida* statt *canida*.

- 87 • 22 • oben • *Pythium* statt *Peronospora*.
- 92 • 21 • • • *Protomyces* statt *Peronospora*.
- 208 • 4 • unten • *Vialae* statt *Violae*.
- 250 • 22 • oben • *Eremothecium* statt *Eremothecium*.
- 318 • 23 • • • *Amygdalearum* statt *Amygdalcarum*.
- 343 • 17 und 18 von oben: *Cercospora* bis Frankreich sind zu streichen.
- 356 • 7 von oben ließ *Thrinicia* statt *Thrineca*.
- 376 • 6 • unten • derjenige Pilz statt der junge Pilz.
- 403 • 22 • oben • *Rheum* statt *Rhemu*.
- 413 • 4 • • • *teretiuscula* statt *teretifuscula*.
- 424 • 16 • • • *Sphaerella* statt *Spaerella*.
- 427 • 27 • • • *ampelina* statt *ameplina*.
- 428 • 1 • • • *Frangulae* statt *Fragulae*.

## Register.

- Abelmosehus 268.  
 Abies 191 475 488, f. auch Fichte und Tanne.  
 Acacia 146 172 185 213 214 264 442.  
 Acanthostigma 286.  
 Acer 246 261 347 359 377 390 410 411 414 427 439 463 480 482, f. auch Ahorn.  
 Aceraceen 347 377 390 414 427.  
 Achillea 40 150 214 434 480 530.  
 Achlya 35.  
 Achlyogeton 42 50.  
 Adferbohne 527 530.  
 Adferjenj 537.  
 Adferwinde 537.  
 Acladium 322.  
 Aconitum 75 123 141 156 212 341 425.  
 Acorus 47 387.  
 Acroblastae 75.  
 Acrosporium 22.  
 Actaea 123 212.  
 Actinonema 383; Act. Crataegi 386;  
   Act. Fraxini 386; Act. Lonicerae  
   alpigenae 386; Act. Padi 386; Act.  
   Pirrolae 386; Act. Podagrariae 386;  
   Act. Rosae 384; Act. Tiliae 386;  
   Act. Ulmi 386.  
 Adenostyles 142 156 157 193 355.\*  
 Adiantum 309.  
 Adonis 123 311.  
 Adoxa 40 159 354 434.  
 Aescidium 134 142 209; Aec. abietinum 190; Aec. Acaciae 214; Aec.  
 Aconiti Napelli 212; Aec. Actaeae  
 212; Aec. Aesculi 213; Aec. albes-  
 cens 159; Aec. allii ursini 167; Aec.  
 Aquilegiae 168; Aec. Ari 167 212;  
   Aec. asperifolii 165; Aec. Asphodeli  
 212; Aec. Astragali 213; Aec.  
 Barbaraeae 212; Aec. Behenis 141;  
 Aec. Berberidis 162; Aec. Bermu-  
 dianum 211; Aec. bifrons 141; Aec.  
 Bunii 156; Aec. carneum 213; Aec.  
 Centaureae 170; Aec. Circaeae 213;  
 Aec. Cirsii 169; Aec. Clematidis  
 203 213; Aec. columnare 206; Aec.  
 Compositarum 159 214; Aec. conorum  
 Piceae 211; Aec. Convallariae 167  
 211; Aec. corruscans 211; Aec.  
 Cyani 214; Aec. Dracunculi 214;  
 Aec. elatinum 209; Aec. Epilobii  
 158; Aec. esculentum 213; Aec. Eu-  
 phorbiae 145 212; Aec. Euphorbiae  
 sylvaticae 207; Aec. Falcariae 156;  
 Aec. Ficariae 145; Aec. Foeniculi 213;  
 Aec. Fraxini 214; Aec. Glaucis 145;  
 Aec. Grossulariae 156 213; Aec. Ho-  
 paticae 212; Aec. Hippuridis 145 213;  
 Aec. Homogynes 214; Aec. Jaco-  
 bacae 170; Aec. Jasmini 168; Aec.  
 Isopyri 213; Aec. leguminosarum  
 144; Aec. Leucanthemi 214; Aec.  
 Leucoji 212; Aec. leucospermum  
 155; Aec. Ligustri 214; Aec. Lino-  
 syridis 214; Aec. lobatum 212;  
 Aec. Lysimachiae 214; Aec. Magel-  
 haenicum 212; Aec. Mei Mutellinae  
 213; Aec. Melampyri 214; Aec.  
 Mespili 183; Aec. Muscari 212;  
 Aec. myricatum 212; Aec. Nasturtii  
 212; Aec. Nymphoides 170 214;  
 Aec. Orchidearum 168; Aec. Oxy-  
 ridis 212; Aec. pallidum 213; Aec.  
 Parnassiae 213; Aec. Pastina-



- cae 213; Aec. Pedicularis 214; Aec. Periclymeni 168; Aec. Phillyreae 214; Aecidium Pini 193; Aec. Plantaginis 214; Aec. Prenanthes 160; Aec. Prunellae 214; Aec. Ptarmicae 214; Aec. punctum 212; Aec. Ranunculacearum 145 212; Aec. Rhanni 166; Aec. rumicis 167; Aec. Salicorniae 143; Aec. Sambuci 214; Aec. Scabiosae 214; Aec. Schweinfurthii 213; Aec. Senecionis crispatis 214; Aec. Serratulae 214; Aec. Seseli 213; Aec. Sili latifolii 145 213; Aec. Sommerfelti 212; Aec. strobilinum 211; Aec. Thalictri flavi 212; Aec. Thalictri foetidi 213; Aec. Thymi 156; Aec. Tussilaginis 168; Aec. urticae 169; Aec. violae 157; Aec. zonale 145.
- Aegilops 113.
- Aegopodium 74 92 151 215 386 429 456.
- Äpfel 406 410.
- Äpfel, Bitteräule der 379; Ä. Rostflecke der 323.
- Aesculus 213 261 276 310 390 463.
- Aethusa 153.
- Agaricinen der Herrenringe 240.
- Agaricus melleus 236 364.
- Agave 19 437.
- Agrimonia 79 208.
- Agrostemma 80 148 246 374.
- Agrostis 119 161 168 458 459 463.
- Ähorn 70 276 318 367 461, f. auch Acer.
- Ailanthus 347 392.
- Aira 113 128 165 455.
- Ajuga 353 396 520.
- Albigo 258.
- Alchemilla 79 141 260 349.
- Alectorolophus 75 195.
- Äleppoflecke, Bakteriennoten der 28.
- Älgen, Krankheiten der 33.
- Älgen, parasitische 520.
- Alisma 48 130 341 387 421 485.
- Älismaceen 341 387 421.
- Älflüßküsse 257.
- Allium 77 122 140 141 152 157 167 215 280 310 317 320 408 421 505 518, f. auch Zwiebel.
- Älnus 243 244 262 264 265 285 310 341 372 387 409 410 422 441 454 463, f. auch Erle.
- Alouasia 371.
- Aloe 387 422.
- Alopecurus 48 122 168 339 356 420 468.
- Älpenrosen, Stigtau der 280.
- Alternaria 291 319.
- Althaea 147 348 391 414 425 426.
- Athamanta 158.
- Alveolaria 186.
- Alyssum 76.
- Ämatanthaceen 344 388.
- Amaranthus 86 389.
- Ämaryllitaceen 4:2.
- Amelanchier 152 183 184.
- Ämmoniaförmige Kupferlösung 11.
- Ammophila 412.
- Ämöben 12.
- Amorpha 171.
- Ampelomyces 266.
- Ampelopsis 261 276 347 377.
- Ämygdalaceen 349 379 394 415 430 441.
- Amygdalus 153.
- Amylobacter 21 25.
- Änatarbiaceen 311 347 377 392 426.
- Anagallis 79 81 432.
- Anchusa 165.
- Ancylistes 42.
- Andromeda 215 217 285 483.
- Andropogon 112 119 152 412 421 455 468 474.
- Androsace 79 82 313.
- Anemone 75 123 149 151 155 192 212 424 508.
- Anethum 153 414.
- Angelica 158 264 312 326 345 392 456.
- Änis 74 526.
- Anona 413.
- Änonaceen 413.
- Antennaria arctica 282; Ant. cytisophila 281; Ant. elacophila 281; Ant. pinophila 279; Ant. semiovata 280.
- Anthemis 80.
- Äntheridien 51.
- Anthocereis 62.
- Anthoxanthum 152 339 463 526.
- Änthracee 374.
- Anthriscus 74 153 158 264 429.
- Anthyllis 141 313 350 416 431.
- Äntirrhinum 79.
- Äntithamnion 35.
- Äpargia 260.
- Apera 119.
- Äpfelbaum 181 182 183 234 259 260 268 270 313 323 349 393 394 408 409 411 436 439 461, f. auch Pyrus.
- Äpfelrost 183.

- Aphanomyces 50.  
 Aphelidium 14.  
 Apiosporium 277 279; Ap. Centaurii 282; Ap. Plantaginis 281.  
 Apium 345.  
 Apocynaceae 352 395 416 432.  
 Apocynum 432.  
 Aposeris 93 214.  
 Aprifolje 276 362 379 394 406 430.  
 Aquilegia 168 264 413 425.  
 Arabis 85 150 425.  
 Arachis 170 351 489.  
 Aralia 329.  
 Arabiaceae 312 378 392 414 429  
 Arancaria 276.  
 Aractus 395 416 432 442.  
 Arcanthobium 532.  
 Archangelica 153 314 326 456.  
 Archostaphylos 205 383.  
 Arenaria 80 148 310 317.  
 Aristolochia 158 348 410 414 428.  
 Aristolochiaceae 348 414 428.  
 Arnica 314 397 434.  
 Artoeben 371 387 421.  
 Aronia 183.  
 Aronicum 897.  
 Arrhenatherum 109 113 119 122 144  
 166 168 386.  
 Artomisia 150 160 214 264 355 434.  
 Artiodode 75.  
 Artotrogus hydnosporus 59.  
 Arundo 93 114 212 215 421 520.  
 Arundo 167 168 420.  
 Asarum 151 428.  
 Asidenfrantjeit 276.  
 Asci 241.  
 Asclepladaceae 352 395 432.  
 Asclepias 390.  
 Ascochyta 412; Asc. althacina 414;  
 Asc. ampelina 414; Asc. anethi-  
 cola 414; Asc. Aquilegiae 413; Asc.  
 arenaria 414; Asc. Aristolochiae 414;  
 Asc. Armoraciae 413; Asc. Atri-  
 plicis 413; Asc. bacilligera 416; Asc.  
 Betae 413; Asc. Bolthauseri 416;  
 Asc. bombycina 414; Asc. Brassicae  
 413; Asc. Bupleuri 414; Asc. Buxi-  
 na 414; Asc. calamagrostidis 412;  
 Asc. Calycanthi 414; Asc. Calyste-  
 giae 416; Asc. Camelliae 414; Asc.  
 carpineae 413; Asc. Cherimoliae 413;  
 Asc. Chlorae 416; Asc. chlorospora  
 415; Asc. Citri 414; Asc. clemati-  
 dina 413; Asc. colorata 415; Asc.  
 cornicola 414; Asc. Coryli 413;  
 Asc. Crataegi 415; Asc. Cucumeris  
 417; Asc. Daturae 416; Asc. deci-  
 piens 413; Asc. Dianthi 413; Asc.  
 Digitalis 416; Asc. Drabae 413;  
 Asc. Elaeagni 414; Asc. Elaterii  
 417; Asc. Ellisii 414; Asc. Emeri  
 416; Asc. Erythronii 413; Asc. Fa-  
 gopyri 413; Asc. Feullea-boisiana  
 415; Asc. Fragariae 415; Asc. Gar-  
 rya 414; Asc. graminicola 412;  
 Asc. Pellebori 413; Asc. Hesperidearum  
 414; Asc. heterophragmia  
 414; Asc. Hyperici 414; Asc. Iri-  
 dia 413; Asc. Ischaemi 412; Asc.  
 Lactuca 417; Asc. lacustris 413;  
 Asc. Lamiorum 417; Asc. Lanta-  
 nae 417; Asc. Lathyrus 415; Asc.  
 leguminum 415; Asc. Ligustri 416;  
 Asc. Ligustrina 416; Asc. Lycoper-  
 sici 416; Asc. maculans 414; Asc.  
 malvicola 414; Asc. Mespili 414;  
 Asc. inctulisporea 416; Asc. Nico-  
 tianae 416; Asc. Nymphaeae 413;  
 Asc. obduceus 415; Asc. Oleandri  
 416; Asc. Oini 416; Asc. Orobi  
 415; Asc. Oryzae 412; Asc. Paliuri  
 414; Asc. Pallor 393; Asc. Papa-  
 veris 414; Asc. parasitica 414; Asc.  
 Parietariae 413; Asc. Paulowniae  
 416; Asc. perforans 412; Asc. Pe-  
 riclymeni 417; Asc. Petuniae 416;  
 Asc. Phaseolorum 415; Asc. Phila-  
 delphi 414; Asc. phomoides 414;  
 Asc. physalina 416; Asc. piricola  
 415; Asc. Pisi 415; Asc. Planta-  
 ginis 417; Asc. populina 413; Asc.  
 Potentillarum 415; Asc. Primulae  
 416; Asc. Puiggarii 414; Asc. Quer-  
 cus 413; Asc. Robiniae 416; Asc.  
 rosicola 415; Asc. rufo-maculans  
 376; Asc. salicicola 413; Asc.  
 Sambuci 417; Asc. Saponariae 413;  
 Asc. sarmenticia 417; Asc. Scabio-  
 sae 417; Asc. Senecionis 417; Asc.  
 Siliquastri 416; Asc. socia 416;  
 Asc. Sorghi 412; Asc. sorghina 412;  
 Asc. Symphoricarpi 417; Asc. te-  
 nerrima 417; Asc. teretiuscula 413;  
 Asc. Thlaspeos 413; Asc. Tini 417;  
 Asc. Tremusae 413; Asc. Trollii  
 413; Asc. ulmella 413; Asc. Uno-  
 donis 416; Asc. Verbasci 416; Asc.  
 verbascina 416; Asc. Viburni 417;  
 Asc. Viciae 415; Asc. vicicola 415;  
 Asc. Violae 414; Asc. Vitellinae  
 413; Asc. Vulnerariae 416;  
 Asc. Weigeliae 417; Asc. zeina 412.

- Ascomyces 242; Ascom. Betulae 244;  
 Ascom. rubro-brunnea 246; Ascom.  
 bullatus 246; Ascom. coerulescens  
 246; Ascom. deformans 246; As-  
 com. lethifera 246; Ascom. Tos-  
 quinetii 243.  
 Ascomyceten 241.  
 Ascospora Beyernickii 363.  
 Ascosporen 241.  
 Asperifoliaceen 120 396 433.  
 Aspernrost 200.  
 Asperugo 81.  
 Asperula 81 155 159 434 479.  
 Asphodelus 152 212 421.  
 Aspidium 250 309.  
 Asplenium 309.  
 Aster 130 150 170 411 506.  
 Asterina 277.  
 Asteroma 407; Ast. Alchemillae 284;  
 Ast. Alliariae 408; Ast. Arassicae  
 407; Ast. Dianthi 408; Ast. Fu-  
 ckelii 408; Ast. geographicum 408;  
 Ast. impressum 408; Ast. Mispili  
 408; Ast. Padi 386; Ast. Prunellae  
 408; Ast. punctiforme 408; Ast.  
 radiatum 408; Ast. radiosum 384;  
 Ast. Rubi 408; Ast. Solidaginis  
 408; Ast. Ulmi 408; Ast. Veroni-  
 cae 278.  
 Astragalus 125 141 142 213 262 395  
 431.  
 Atragene 149 151.  
 Astrantia 151 345 485.  
 Atriplex 47 78 344 388 413 424, f.  
 auch Melbe.  
 Aucuba 429.  
 Aurantiaceen 311 348 378 390 414 426.  
 Aureobasidium 218.  
 Auszehrung 8.  
 Autöcisch 135.  
 Avena 109 339 468, f. auch Hafer.  
 Azalea 351 531.  
 Azuria 11.  
 Bacillus 19; B. caulivorus 30; B.  
 Sorghi 30.  
 Bacterium 19 26; B. Gummi 29; B.  
 merismopedioides 21; B. Navicula  
 21; B. Termo 30 31.  
 Bakterien 19.  
 Bakterienfnoten der Kleppoliejer 28;  
 B. des Delbaums 27.  
 Bakterienkrankheit der Weintrauben 29.  
 Bakterioje 20; B. der Rüben 32.  
 Ballota 313 353.  
 Balsamina 186 427.  
 Balsaminaceen 260 347 427.  
 Balsamineen, Stengelstämme der 513.  
 Bangia 55.  
 Banksia 442.  
 Barbarea 212.  
 Bartaia 74 353 383.  
 Basidiophora entospora 74.  
 Bastium 216.  
 Bastardfleck 517.  
 Batatas 407.  
 Batate 396 518.  
 Bauhinia 185.  
 Baumfrühe 521.  
 Baumräude 521.  
 Baumstämme 220.  
 Baumwollpflanze 321 328 348 391.  
 Begonia 506.  
 Beizen des Saatgutes 102.  
 Bellidiastrum 157.  
 Bellis 214 355 435.  
 Beloniella 436.  
 Berberidaceen 311 342 374 389 425.  
 Berberis 170 212 305 311 342 374  
 389 411 425 437, f. auch Berberije  
 Berberije 161 262, f. auch Berberis.  
 Berteroa 76 85 525.  
 Bepflanzung 10.  
 Beta 88 388 413 501, f. auch Rübe,  
 Runkelrübe, Zuckerrübe.  
 Betula 244 245 262 372 387 422 454  
 456, f. auch Birke.  
 Betulaceen 310 372 387 413 422.  
 Betonica 116 151 353.  
 Beulenbrand 110.  
 Bidens 435.  
 Bignoniaceen 396 433.  
 Birke 39 233 260 261 270.  
 Birkenrost 203.  
 Birkenstamm 233.  
 Birnbaum 29 182 230 246 260 325  
 327 398 394 408 409 415 430 439  
 442, f. auch Pirus.  
 Birnbäume, Bitterrost der 180.  
 Bitterstängel der Apfel 379.  
 Bitterrost 362.  
 Bivonella 465.  
 black Knot 288.  
 Black-rot 403.  
 Blanc des racines 363.  
 Blanquet 363.  
 Blattbräune 327.  
 Blattfallkrankheit des Weinstocks 71.  
 Blattfleckenkrankheiten 370 386 412 417  
 484.  
 Blattfleckenkrankheit des Klee 484.  
 Blattfloh 17.  
 Blattflechte der Süßholzwurzel 448.

- Blumenkohl 17.  
 Böhmernia 423.  
 Bohne 367 431, f. auch Phaseolus.  
 Bohnenhilfen, Flederkrankheit der 380.  
 Bohnenrost 144.  
 Boraginaceen 263 353.  
 Borago 129 165.  
 Bordeaux-Weißung 10.  
 Borbelaifer Bräthe 10.  
 Botrichonema alpestre 343; B. modestum 349; B. ochraceum 354.  
 Botryosphaeria morbosa 288.  
 Botrytis acinorum 502; B. cana 497 504; B. cinerea 491 497 501; B. corolligena 506; B. Douglasii 506; B. elegans 506; B. furcata 497; B. parasitica 76 506; B. plebeja 497; B. vulgaris 497.  
 Bouillie bordelaise 10.  
 Brabejum 392.  
 Brachypodium 119 152 166 412 419 420 459 468.  
 Brachysporium 320.  
 Bräune der Erbsen 282.  
 Bräune der Runkelrübenblätter 298.  
 Brand der Kiefer 194.  
 Brand, geschlossener 117.  
 Brandkrankheiten 94.  
 Brandpilze 94.  
 Brand, schwarzer am Hopfen 270.  
 Brassica 17 85 146 264 342 374 389 410 501, f. auch Kohl u. Raps.  
 Bremia 75.  
 Brenner 374.  
 Brein Pfeffer 526.  
 Briza 119.  
 Brombeere 430, f. auch Rubus.  
 Brombeerfräucher, Rost der 175.  
 Bromus 112 119 164 167 309 419 420 455 468.  
 Brunchorstia 435.  
 Brunone 297.  
 Bryonia 276 355.  
 Bryopogon 521.  
 Bryopsis 35.  
 Buche 70 234 260 367, f. auch Fagus.  
 Buchenholzbleichenkrankheit 69.  
 Buchenrost 204.  
 Buchsbaum 276 465, f. auch Buxus.  
 Buchsweizen 398 413 493, f. auch Polygnum.  
 Euphthalmum 145.  
 Eupatorium 158 345 392 414 429.  
 Eutomus 47 48 130.  
 Butterfäulepilz 21.  
 Euphoraceen 311 377 392 414 427.  
 Buxus 148 311 377 392 410 414 427 456, f. auch Buchsbaum.  
 Byssothecium circinans 515.  
 Cacalia 157 193.  
 Cactaceen 378 392.  
 Caeoma 214; C. Abietis pectinatae 215; C. Aegopodii 215; C. Allii ursini 215; C. Ari 215; C. Cassandrae 215; C. Chelidonii 215; C. Empetri 190; C. Evonymi 200; C. Fumariae 215; C. Galanthi 215; C. Laricis 203 204; C. Ligustri 215; C. Lilii 141; C. Lychnidearum 141; C. Mercurialis 203; C. Moroti 215; C. Orchidis 200; C. pinitorquum 201; C. Ribesii 200; C. Saxifragae 199; C. segetum 109; C. Statice 144.  
 Calamagrostis 112 119 165 340 357 412 420 512.  
 Calamintha 79 158.  
 Calceolaria 506.  
 Calendula 130 355.  
 Calla 421.  
 Calluna 279 526.  
 Calochadia 262.  
 Calonectria pyrochroa 373.  
 Calospora Vanillae 371.  
 Caltha 158 264 342 485.  
 Calycanthaceen 414 430.  
 Calycanthus 414 430.  
 Calyptospora 206.  
 Calystegia 264 396 416.  
 Camarosporium 443.  
 Camelina 88.  
 Camellia 277 321 390 414 439 441 520.  
 Campanula 151 155 192 354 383 397 434 457 536.  
 Campanulaceen 354 383 397 434.  
 Cannabinaceen 310.  
 Cannabis 388, f. auch Hanf.  
 Capnodium 270.  
 Capnodium salicinum 270.  
 Cappariaceen 342 374 390 425.  
 Capparis 86 342 374 390 425 439 443.  
 Caprifoliaceen 313 354 383 397 417 434.  
 Capsella 76 84 264.  
 Capsicum 29 329.  
 Caragana 395.  
 Cardamine 76 85 150 215 425.  
 Carduus 116 159 170 355 526.  
 Carex 113 119 120 123 125 128 152 169 170 386 421 436 455.  
 Carex-Palme, Eclerotienkrankheit der 508.

- Carica 343.  
 Carlia Oxalidis 311.  
 Carlina 355.  
 Carolo del riso 297.  
 Carpinus 246 277 372 387 413 453  
 454, f. audy Poinbudge.  
 Carthamus 155.  
 Carum 48 92 156.  
 Carya 262 392.  
 Caryophyllaceae 39 148 310 344 374  
 389 413 424.  
 Cassia 185 351.  
 Castanea 310 359 372 388 410 423  
 442 532 533.  
 Catabrosa 128.  
 Catalpa 353 396 433.  
 Caulophyllum 342.  
 Cecidien 9.  
 Celastraceae 311 346 377 391 426.  
 Celastrus 260.  
 Celosia 388.  
 Celidicem 373.  
 Celtis 245 262 281 341 359 373 388.  
 Centaurea 150 154 159 169 170 214  
 263 356 435.  
 Centranthus 355 434.  
 Cephalanthus 373 434.  
 Cephalaria 397 434.  
 Ceranium 35.  
 Cerastium 80 115 124 148 206 331  
 344 424 485 526.  
 Ceratonia 313 395 432.  
 Ceratophorum 318.  
 Cercis 395 416 432 442.  
 Cercospora 332 336; C. acerina 318;  
 C. afflata 347; C. albidomaculans  
 347; C. Alismatis 341; C. althaeina  
 348; C. Ampelopsidis 347; C. angu-  
 lata 348; C. Antipus 354; C. Apii  
 345; C. Ariae 349; C. Armoraciae  
 342; C. Asparagi 340; C. Bartho-  
 lomei 347; C. Bellynckii 352; C.  
 Bizzozzerianum 342; C. Bloxami 342;  
 C. Bolleana 341; C. brevipes 350;  
 C. Brunkii 348; C. Bupleuri 345;  
 C. Calendulae 355; C. Calthae 342;  
 C. Campi Silii 347; C. cana 355;  
 C. canescens 351; C. Capparidis  
 342; C. Caricae 343; C. Carlinae  
 355; C. Catalpae 353; C. caulicola  
 340; C. Caulophylli 342; C. Cepha-  
 lanthi 353; C. cerasella 349; C.  
 Cheiranthi 342; C. Chenopodii 344;  
 C. Cinchonae 354; C. circumscissa  
 349; C. Cistinearum 343; C. clado-  
 sporoides 352; C. Cleonis 342; C.  
 coffeicola 354; C. concentrica 340;  
 C. concors 352; C. condensata 351;  
 C. consobrina 349; C. Coronillae  
 350; C. crassa 352; C. Daturae  
 352; C. Davisii 350; C. depazeoides  
 354; C. Deutziae 348; C. Dulca-  
 marae 352; C. Elaterii 354; C.  
 elongata 355; C. Epilobii 348; C.  
 Evonymi 346; C. Fabae 350; C.  
 ferruginea 355; C. filispora 351;  
 C. Fraxini 352; C. fulvescens 355;  
 C. fumosa 348; C. Galii 353; C.  
 glandulosa 347; C. gomphrenicola  
 344; C. gossypina 348; C. helvola  
 350; C. Jacquiniiana 355; C. Impa-  
 tientis 347; C. Ji 343; C. Kopei  
 340; C. Lepidii 342; C. Lilacis 351;  
 C. Liriodendri 342; C. longispora  
 351; C. Lupini 351; C. Lythri 348;  
 C. Majanthemi 340; C. Mali 349;  
 D. Malvarum 348; C. marginalis  
 345; C. Medicaginis 350; C. Meli-  
 loti 350; C. Mercurialis 347; C.  
 microsora 348; C. montana 348; C.  
 moricola 341; C. Myrti 348; C.  
 Nasturtii 342; C. nebulosa 348; C.  
 neriella 352; C. nigrescens 352;  
 C. ochracea 354; C. olivacea 351;  
 C. olivascens 348 351; C. Ompha-  
 lodes 352; C. Paridis 340; C. peni-  
 cillata 354; C. Pentstemonis 353;  
 C. persica 349; C. personata 351;  
 C. phaseolina 351; C. Phaseolorum  
 351; C. Phytocomatis 354; C. Plan-  
 taginis 352; C. plantanicola 341;  
 C. populina 341; C. Primulae 351;  
 C. Pteleae 347; C. pulvinata 341;  
 C. radiata 350; C. Ranunculi 341;  
 C. Resedae 342; C. Rhamni 346;  
 C. rosicola 349; C. Rubi 349; C.  
 rubrocincta 349; C. salicina 341;  
 C. Sanguinariae 342; C. scandens  
 340; C. simulata 351; C. smilacina  
 340; C. solanacea 352; C. Solani  
 352; C. solanicola 352; C. Sorghii  
 340; C. Spiraeae 349; C. squalli-  
 dula 341; C. Symphoricarpi 354;  
 C. tineae 354; C. tomenticola 349;  
 C. Toxicodendri 347; C. Tropaeoli  
 347; C. truncata 347; C. unicolor  
 342; C. varia 354; C. varicolor  
 342; C. Viciae 350; C. Violae 343;  
 C. Violae silvaticae 343; C. Violae  
 tricoloris 343; C. vitis 346; C. Vul-  
 pinae 347; C. zebrina 350; C. ze-  
 nata 350.

- Cercospora* 337; *C. beticola* 344;  
*C. cana* 355; *C. Evonymi* 346; *C.*  
*hungarica* 340; *C. lilicola* 340; *C.*  
*Oxyria* 344; *C. pantolonca* 352; *C.*  
*Pastinacae* 345; *C. rhaetica* 345; *C.*  
*Saxifragae* 345; *C. septorioides* 355;  
*C. Triboutiana* 356.  
*Cereus* 378.  
*Cerinthe* 192.  
*Chaerophyllum* 151 158 215 392 429  
456 536.  
*Chaetophoma* 407; *C. Penzigi* 277;  
*C. Citri* 277.  
*Chaetophora* 45 47.  
*Chaetostroma Buxi* 465.  
*Chamaecops* 437.  
*Champignon* 466.  
*Champignon blanc* 363.  
*Chanci* 466.  
*Chara* 45.  
*Chitracen* 14.  
*Chetranthus* 85 321 342 390 425.  
*Chelidonium* 215 425.  
*Chenopodiaceen* 344 388 413 424.  
*Chenopodium* 47 78 140 344 388 410  
424.  
*Chinabäume, Krebskrankheit der* 487.  
*Chlamydomonas* 14 44.  
*Chlamidosporen* 269 271.  
*Chlora* 81 416 520.  
*Chlorococcum* 91.  
*Chromopyrenomyces* 458.  
*Chroococcus* 44.  
*Chrysanthemum* 160 214 268 355 397  
435 526 537.  
*Chrysochytrium* 39.  
*Chrysomyxa* 187; *C. abietis* 187; *C.*  
*albida* 189; *C. Empetri* 190; *C. hi-*  
*malense* 191; *C. Ledi* 191; *C. piro-*  
*lata* 189; *C. Rhododendri* 190.  
*Chrysopogon* 168.  
*Chrysosplenium* 79 93 129 148 428.  
*Chrysospora* 171.  
*Cytridaceen* 33.  
*Cytridium* 35 45 46.  
*Ciboria Urnula* 509.  
*Cicer* 526.  
*Cichorie* 75 501, f. auch *Cichorium*.  
*Cichorium* 159 263 435.  
*Cinnabolum* 266.  
*Centa* 153.  
*Cilien* 5.  
*Cinchona* 354.  
*Cineraria* 75 170 193 268.  
*Cinnamomum* 277.  
*Cintractia* 116.  
*Circaea* 148 198 213 264 393.  
*Cirsium* 38 40 75 86 125 126 150  
154 159 160 169 263 355 397 435  
537, f. auch *Distel*.  
*Cistaceen* 343 374 390.  
*Cistus* 390.  
*Citrus* 276 277 311 314 315 321 348  
378 390 406 414 426 441 443 533.  
*Cladochytrium* 46 47 48.  
*Cladophora* 14 34 42 45 50 90.  
*Cladosporium* 272 299 302 316; *C.*  
*ampelinum* 346; *C. bacilligerum*  
341; *C. carpophilum* 315; *C. con-*  
*dylonema* 315; *C. cucumerinum*  
316; *C. dendriticum* 323; *C. de-*  
*pressum* 326 345; *C. elegans* 315;  
*C. fasciculare* 297 315; *C. fulvum*  
316; *C. Fumago* 272; *C. herbarum*  
291 292; *C. Hordei* 315; *C. juglan-*  
*dinum* 315; *C. Lycopersici* 316; *C.*  
*Paeoniae* 315; *C. pestis* 346; *C.*  
*polymorphum* 325; *C. punctiforme*  
316; *C. Rhoeis* 315; *C. Rosleri* 346;  
*C. velutinum* 315; *C. viticolum* 346.  
*Cladostephus* 35.  
*Clarkia* 70.  
*Clasterosporium* 318; *C. Amygdalea-*  
*rum* 318; *C. putrefaciens* 299.  
*Clavaria* 241; *C. Clavus* 473.  
*Claviceps microcephala* 474; *C. nigri-*  
*cans* 474; *C. purpurea* 467; *C. pu-*  
*silla* 474; *C. setulosa* 474; *C. Wil-*  
*soni* 474.  
*Clematis* 203 213 264 341 389 413  
424.  
*Cleome* 70 342.  
*Clinopodium* 158.  
*Closterium* 42 43.  
*Clostridium* 19 21 25.  
*Clubbing* 15.  
*Club-Root* 15.  
*Cnidium* 48 153.  
*Cocculus* 389.  
*Cochlicaria* 342.  
*Cocos* 208 387.  
*Coffea* 313, f. auch *Stoffbaum*.  
*Colchicum* 122 340 408 422 537.  
*Coleochaete* 14 44 46.  
*Coleopuccinia* 184.  
*Coleosporium* 192; *C. Campanulacea-*  
*rum* 192; *C. Cerinthae* 192; *C.*  
*Euphrasiae* 192; *C. Ledi* 191; *C.*  
*Pulsatillae* 192; *C. Rhinanthaceae-*  
*rum* 192; *C. Senecionis* 193; *C.*  
*Sonchi* 193; *C. Synantherarum* 193.

- Coleroa 284.  
 Colletotrichum 328.  
 Colpodella 14.  
 Colocasia 81.  
 Colutea 268.  
 Comarum 131 306 429.  
 Commelinaceae 340.  
 Complectaria 90.  
 Compositen 39 86 159 260 263 314  
 355 383 397 417 434.  
 Conferva 44.  
 Coniferae 13.  
 Conidien 269.  
 Conidienformen 283.  
 Conidiothecium 252.  
 Coniothecium 272.  
 Coniothyrium 437.  
 Conium 74 153.  
 Convallaria 122 167 211 310 421 456  
 505.  
 Convolvaceen 264 313 396 416 432.  
 Convolvulus 125 158 264 313 432  
 537.  
 Conyza 530.  
 Cordallia 120.  
 Cordylinae 387.  
 Coriandrum 526.  
 Coriaria 427.  
 Coriariaceen 427.  
 Cornaceen 312 345 392 414 429.  
 Cornus 260 264 276 277 280 310 312  
 317 345 392 414 429 439.  
 Coronilla 350 416 431.  
 Corrigiola 148.  
 Corticium 236; C. amorphum 486.  
 Corydalis 77 81 123 129 215.  
 Corylus 262 276 305 372 387 410  
 413 422 453, f. auch Tafel.  
 Coryneum 362 443.  
 Corypha 441.  
 Cotoneaster 183 327.  
 Crassulaceen 392 428.  
 Crataegus 181 182 183 184 247 281  
 328 359 386 393 415 430 442 443.  
 Crepis 38 75 159 160 260.  
 Crocus 139.  
 Cronartium 185; C. asclepiadeum 195.  
 Croton 520.  
 Crucianella 150.  
 Cruciferae 17 39 264 311 342 374  
 389 413 425.  
 Cryptodiscus lichenicola 464.  
 Cryptomyces 483.  
 Cryptopyrenomyces 289.  
 Cryptosporium 411.  
 Cryptostictis Cynosbati 440.  
 Cucubalus 140.  
 Cucurbitaceen 260 354 383 397 417  
 • 434.  
 Cucurbitaria 287; C. morbosa 288.  
 Cupressus 184.  
 Cupuliferen 310 372 387 413 422.  
 Cuscuta 523.  
 Cycabene 371 386.  
 Cycas 386 407 410.  
 Cyclamen 432.  
 Cycloconium oleaginum 281.  
 Cydonia 182 183 268 349 379 430  
 511.  
 Cyndrospermum 14.  
 Cyndrospora 337; C. Colchici 340;  
 C. crassiuscula 341; C. evanida  
 351; C. nivea 352.  
 Cyndrosporium 337; C. Brassicae  
 342; C. circinans 342; C. Filipen-  
 dulae 349; C. Fraxini 352; C.  
 Glycyrrhizae 350; C. inconspicuum  
 340; C. Iridis 341; C. microsper-  
 mium 345; C. minus 352; C. Oxa-  
 lidis 347; C. Padi 350; C. Phaseoli  
 351; C. Pimpinellae 345; C. Pruni-  
 Cerasi 349; C. rhabdosporium 352;  
 C. saccharinum 347; C. Saponariae  
 345; S. Scrofulariae 353; C. septa-  
 tum 345; C. Tradescantiae 340; C.  
 veratrinum 340; C. viridis 352.  
 Cynanchum 185 195 352 395 432.  
 Cynara 356 397 435.  
 Cynodon 152 420 455.  
 Cynoglossum 165.  
 Cyperaceen 371 386 413 421.  
 Cyperus 117 131.  
 Cystopus 82; C. Bliti 86; C. candidus  
 84; C. Capparis 86; C. rubicus  
 86; C. Lepigoni 86; C. Portulacae  
 86; C. spinulosus 86; C. Tragopo-  
 gonis 86.  
 Cystosiphon 90.  
 Cytispora 371.  
 Cytisus 79 139 141 281 288 313 318  
 380 395 415 431 437.  
 Dactylis 48 119 128 144 161 166 264  
 308 309 339 455 459 468 512.  
 Daedalea 233.  
 Dahlia 397.  
 Daphne 312 378 393 428.  
 Dasyscypha 486.  
 Datelpalme 114 127.  
 Datura 321 352 416 493.  
 Daucus 311 345, f. auch Mohrrübe.  
 Dauerporen 13 36.  
 Delphinium 129 264 389 425.

- Dematium puffulans 291.  
 Dematophora 363; D. glomerata 366.  
 Dendrobium 372.  
 Dendrophoma valispora 406.  
 Dendryphium 320; D. Passerianum 347.  
 Dentaria 150 408.  
 Depazea 398; D. arcolata 493; D. he-  
 taecola 344; D. Brassicae 304.  
 Desmidiaceen 13 34 44.  
 Deutzia 348 392 428.  
 Dianthus 80 115 124 140 146 148  
 389 408 413 424, f. auch Nette.  
 Diatomaceen 13 14 36 42 44.  
 Dichthacten 534.  
 Dietamnus 426.  
 Didymaria 336.  
 Didymosphaeria 305.  
 Diervilla 354 434.  
 Digitalis 79 353 397 416 433.  
 Dilophia 307.  
 Dilophospora graminis 307.  
 Dimersporium 277 278.  
 Dinkel 898.  
 Dioschidium 171.  
 Dioscorea 387.  
 Dioscoreaceen 340 387 422.  
 Diplococcus 29.  
 Diplobia 438; D. Cytisi 288.  
 Diplophysalis 14.  
 Diploxia 76 85 305.  
 Diplopacee 264 355 397 417 434.  
 Euphacis 80 264 311 355 434.  
 Discomyces 474.  
 Discosia 409.  
 Distel 537, f. auch Cirsium.  
 Doassansia 130.  
 Donnerbejen 245.  
 Doronicum 150 214 355 435.  
 Dothidea 130; D. alba 409; D. be-  
 tulina 456; C. Chaetomium 284; D.  
 fulva 447; D. Geranii 305; D. gra-  
 minis 454; D. Heraclei 456; D.  
 Johnstonii 306; D. Juniperi 285;  
 D. Lasioleptis 280; D. maculae-  
 formis 306; D. Piggottii 458; D.  
 Podagrariae 456; D. Potentillae  
 284; D. Pteridis 483; D. Ranun-  
 culi 485; D. ramosa 457; D. Rober-  
 tianii 285; D. rubra 445; D. Trifolii  
 456; D. typhina 459; D. Ulmi 456.  
 Dothideaceae 454.  
 Dothidella 454; D. Agrostidis 458;  
 D. betulina 456; D. fallax 455; D.  
 frigida 457; D. Ulmi 456; D. Vac-  
 cinii 457.  
 Draba 76 150 260 413.  
 Dracaena 371 387.  
 Dryas 39 306 312 314 429.  
 Duwok 536.  
 Eau céleste 11.  
 Eberesche 326 511, f. auch Sorbus.  
 Ebereschentroft 183.  
 Ectrogella 36.  
 Edelkäse der Trauben 502.  
 Eide 230 231 232 233 234 236 260  
 270 280 362 367 372 437 461 532,  
 f. auch Quercus.  
 Eichenholz, Rebholz des 234.  
 Eichen-Mittel 532.  
 Eichenwurzelstöcke 287.  
 Eifern 117.  
 Eidiagnaceen 414 428.  
 Elaeagnus 414 428.  
 Elymus 112 152 171 468.  
 Empetraceen 427.  
 Empetrum 190 411 427.  
 Encephalartus 371.  
 Endvie 75.  
 Endoconidium 357; E. temulentum  
 358.  
 Endophyllum 207.  
 Endophyte Parasiten 3.  
 Endosporium 5.  
 Enteromyxa 13.  
 Entomosporium 327.  
 Entophlyctis 44.  
 Eutorhiza 131.  
 Eutyloma 127; E. Aschersonii 116;  
 E. bicolor 129; E. Calendulae 130;  
 E. canescens 129; E. caricinum 128;  
 E. Catabrosae 128; E. catenulatum  
 128; E. Chrysosplenii 129; E.  
 Compositarum 130; E. Corydalis  
 129; E. cratophyllum 128; E. El-  
 lisii 128; E. Eryngii 129; E. Fi-  
 scheri 130; E. fuscum 129; E. Glau-  
 cii 129; E. Helosciadii 129; E.  
 Hotttoniae 131; E. irregularis 128;  
 E. Linosellae 130; E. Linariae  
 130; E. Lobeliae 130; E. Magnu-  
 sii 116; E. Matricariae 130; E.  
 Menispermii 129; E. Ossifragi 128;  
 E. Picridis 130; E. Ranunculi 129;  
 E. Rhagadioli 130; E. serotinum  
 129; E. Thalictri 129; E. Ungeria-  
 num 128; E. verruculosum 129;  
 E. Winteri 129.  
 Epheu 406 530, f. auch Hedera.  
 Epichloa 458.  
 Epidochium ambiens 509.  
 35\*



- Epilobium 70 75 151 158 198 260 281  
 306 312 348 378 393 428.  
 Epimedium 389.  
 Epipactis 422.  
 Epiphyte Parasiten 3.  
 Epithemia 45.  
 Equisetaceen 418.  
 Equisetum 74 90 309 418 536.  
 Eranthis 212 425.  
 Erbse 80 394 415 431 530, f. auch  
 Pisum.  
 Erbseurost 145.  
 Erbsen, Schwärze der 297.  
 Erbseerblätter, Fleckenkrankheit der 312.  
 Erbseeren 268 378 393 429, f. auch  
 Fragaria.  
 Erbseerbs 237.  
 Eremothecium 250.  
 Erirea 268 279 306.  
 Ericaceen 279 313 351 383 395 416  
 432.  
 Erigeron 74 260 332 355.  
 Ersten, Bräune der 282; E., Rußtau  
 der 282.  
 Erineum aureum 245.  
 Eriophorum 170 371 421 509.  
 Erle 230 236 260 461, f. auch Alnus.  
 Erum 79.  
 Ervum 144 506.  
 Eryngium 129 158 414 428 530.  
 Erysimum 76 150 311 390 408 425.  
 Erysiphe 263; E. bicornis 261; E.  
 Cichoracearum 263; E. clandestina  
 259; E. comata 262; E. communis  
 263; E. divaricata 262; E. Galeop-  
 sidis 263; E. gigantasca 264; E.  
 graminis 264; E. guttata 260; E. ho-  
 losericca 262; E. lamprocarpa 263;  
 E. Linkii 264; E. Liriodendri 265;  
 E. macularis 259; E. Martii 264;  
 E. myrtillina 259; E. necator 264;  
 E. penicillata 262; E. tortilis 264;  
 tridactyla 259; E. Umbelliferarum  
 264 E. vernalis 264; E. vitigera  
 264.  
 Erysipheae 250.  
 Erysipheella 265.  
 Erythraea 81 282 396 520.  
 Erythronium 141 413 422.  
 Esche 39 260 461, f. auch Fraxinus.  
 Esparsette 489 530.  
 Eucalyptus 393.  
 Euechrysomyxa 190.  
 Eucoleosporium 193.  
 Engelen 13 46.  
 Eupatoria 434.  
 Euphorbia 78 81 140 145 146 198 207  
 212 264 426 438.  
 Euphorbiaceen 347 392 426.  
 Euphragmidium 174.  
 Euphrasia 75 79 192 260.  
 Eupuccinia 157.  
 Eusynchytrium 38.  
 Euromyces 142.  
 Evernia 521.  
 Evonymus 200 262 311 321 346 377  
 391 426.  
 Excipula Ranunculi 485; E. Sanieu-  
 lae 485.  
 Exoascus acris 246; E. Alni 243;  
 E. alnitorquus 243; E. aureus 245;  
 E. borealis 244; E. bullatus 246;  
 E. deformans 249; E. epiphyllus  
 244; E. flavus 244; E. Pruni 247;  
 E. turgidus 245; E. Wiesneri 249.  
 Exobasidium 216; E. Lauri 218; E.  
 Rhododendri 218; E. Vaccinii 217.  
 Exosporium 5; E. depazeoides 354;  
 E. Rubi 284.  
 Fabraea 485.  
 Färberröte 517, f. auch Rubia.  
 Fäule der Kastanienstämme 70.  
 Fäule, nasse 54; F., trockene 54.  
 Fäulnis der Früchte 502.  
 Fagus 310 372 422, f. auch Buche.  
 Falschliche Parasiten 3.  
 Falcaria 156 264.  
 Falscher Weibstau 71.  
 Farn 90 280 393 371 418.  
 Faulbaum 461.  
 Faulbrand 117.  
 Faulweizen 117.  
 Feige 114.  
 Fendel 517 526, f. auch Foeniculum.  
 Ferulago 158.  
 Festuca 109 119 122 144 152 166 168  
 308 419 455 468.  
 Feuchter Brand der Kartoffelsengel 30.  
 Feuerbrand 29.  
 Feuerschwamm 231.  
 Ficaria 374 425.  
 Fichte 70 211 222 225 229 235 285  
 286 367 410 418 440 463 506, f.  
 auch Abies.  
 Fichten, Gelbsucht der 187.  
 Fichtennadel-Necidium 190; F.-Bräune  
 477; F., Gelbfäule der 187; F.,  
 Rost 187; F.-Ripenschorf 477.  
 Ficus 208 341 388 408 423.  
 Fimbristylis 117.  
 Fingers and toes 16.  
 Flachs 403, f. auch Linum.

- Nachschuß 197.  
 Nachschuß 527.  
 Necten 464 521.  
 Necten der Maulbeerblätter 29; f. der Syringa 29.  
 Nectenkrankheit der Bohnenhäufen 380; f. der Erdbeerblätter 312; f. der Maulbeerblätter 359.  
 Flugbrand 109.  
 Poenicium 213, f. auch Fenchel.  
 Forsythia 313 395.  
 Poncroya 437.  
 Prageria 79 82 158 260 349 415 437, f. auch Erdbeere.  
 Frankonia 170.  
 Franzosenkraut 537.  
 Fraxinus 214 317 352 383 386 395 416 432, f. auch Esche.  
 Fritillaria 141.  
 Fruchtstiefenkrankheiten 370.  
 Fruchtträger 4.  
 Früchte, Fäulnis der 502.  
 Frühlingsfreudekraut 537.  
 Frullania 521.  
 Fuchsia 428 441.  
 Frühe, schwarze 34.  
 Fumago salicina 270.  
 Fumaria 78.  
 Fungicide 10.  
 Fusariella 320.  
 Fusarium 357; F. Betae 358; F. bulbigenum 358; F. Celtidis 359; F. heterosporum 358; F. lagenarium 383; F. maculans 359; F. minutum 358; F. minutum 358; F. Mori 359; F. Myosotidis 359; F. nervisequum 373; F. pestis 359; F. Platani 373; F. Schribauxii 358; F. spermogoniopsis 360; F. Urtici 358; F. uredinicola 360.  
 Fusicladium 323; F. Cerasi 322; F. dendriticum 323; F. depressum 326; F. orbiculatum 326; F. praecox 326; F. pyrinum 325; F. ramulosum 326; F. Sorghi 323; F. tremulae 326.  
 Fusicoccum 411.  
 Fusidium Adoxae 354; F. candidum 462; F. Geranii 348; F. Juglandis 362; F. Pteridis 483; F. punctiforme 348; F. roseum 341.  
 Fusisporium 24 357; F. album 362; F. anthophilum 357; F. concors 352; F. pallidum 362; F. Ricini 359; F. Solani 54; F. Zavianum 357.  
 Fusoma triseptatum 340.  
 Futterrüben 517.  
 Gagea 39 114 139 155.  
 Galischblatt 538, f. auch Lonicera.  
 Galanthus 150 215 508.  
 Gale 27.  
 Galega 350.  
 Galeobdolon 321.  
 Galeopsis 263 313 396 433.  
 Galinsoga 337.  
 Galium 40 81 94 149 151 159 205 264 353 433 457 479.  
 Gallen 9.  
 Garrya 414 423.  
 Garryaceae 414 423.  
 Gartenjalat, Krankheit des 75.  
 Gelbfäulnis der Fichtennadeln 187.  
 Gelbfäulnis des Holzes 236.  
 Gelbfäulnis der Fichten 187.  
 Geminella 120 121.  
 Gemmen 269 271.  
 Generationswechsel 134.  
 Genista 141 305 526.  
 Gentiana 158 185 351 432 506.  
 Gentianaceae 351 396 416 432.  
 Georginen, Sclerotienkrankheit der 500.  
 Geraniaceae 264 348 377 391 427.  
 Geranium 74 79 126 143 150 260 264 284 285 305 348 391 427 518.  
 Gerste 109 161 164 309 311 316 339 468, f. auch Hordeum.  
 Geschlossener Brand 117.  
 Getreide, Hengst im 470.  
 Getreide, Schwärze des 292.  
 Getreiderost 161 164 165.  
 Geum 260 429.  
 Giallume 406.  
 Gibbera 289; G. morbosa 288.  
 Gibellina 306.  
 Gilia 70.  
 Gitterrost 177.  
 Gitterrost der Birnbäume 180.  
 Gitterrost der Kernobstgehölze 176.  
 Gladiolus 123 170 422.  
 Glaucium 129.  
 Glechoma 149 396.  
 Gleditschia 351.  
 Globularia 149 396 433.  
 Globulariaceae 396 433.  
 Gloeococcus 45.  
 Gloeosporium 370; G. acerinum 377; G. Aceris 377; G. affine 371; G. alneum 372; G. alpinum 383; G. amoenum 378; G. ampelophagum 374; G. Ampelopsidis 377; G. aridum 383; G. arvense 383; G. aterrimum 372; G. Aurantiorum 378; G. Berberi-

- dis 374; *G. Betulae* 372; *G. Betularum* 372; *G. betulinum* 372; *G. campestra* 377; *G. Carpini* 372; *G. Castagnei* 372; *G. Celtidis* 373; *G. Cerei* 378; *G. cinctum* 371; *G. citricolum* 378; *G. cladosporioides* 377; *G. concentricum* 374; *G. Coryli* 372; *G. crassipes* 377; *G. curvatum* 378; *G. Cydoniae* 379; *G. Cytisi* 380; *G. cytisporum* 372; *G. Daphnes* 378; *G. decipiens* 383; *G. Delastrii* 374; *G. Denisonii* 371; *G. depressum* 378; *G. dubium* 372; *G. Encephalarti* 371; *G. epicarpium* 373; *G. Epilobii* 378; *G. exsicicans* 372; *G. Fagi* 372; *G. fagicolum* 372; *G. Ficariae* 374; *G. Fragariae* 378; *G. fraxineum* 383; *G. Fraxini* 383; *G. fructigenum* 379; *G. Fuckelii* 372; *G. gallarum* 372; *G. Haynaldianum* 374; *G. Helicis* 378; *G. Hendersonii* 378; *G. Hesperiderum* 378; *G. hians* 374; *G. hysterioides* 378; *G. intermedium* 378; *G. irregulare* 383; *G. Juglandis* 373; *G. Kalchbrenneri* 383; *G. laeticolor* 379; *G. lagenarium* 383; *G. leptospermum* 371; *G. Lindemuthianum* 380; *G. Liriodendri* 374; *G. Magnoliae* 374; *G. Medicago* 380; *G. Meliloti* 380; *G. minutulum* 379; *G. Morianum* 380; *G. Mougeotii* 383; *G. Musarum* 371; *G. necator* 379; *G. nervisequum* 373; *G. nobile* 374; *G. ochroleucum* 372; *G. orbiculare* 383; *G. Orni* 383; *G. ovalisporum* 380; *G. pachybasium* 377; *G. paradoxum* 378; *G. Pelargonii* 377; *G. perexiguum* 372; *G. pestiferum* 377; *G. phacidioides* 374; *G. Phegopteridis* 371; *G. phomoides* 383; *G. Physalosporae* 377; *G. Platani* 373; *G. Populi* 372; *G. Populi albae* 372; *G. Potentillae* 378; *G. pruinatum* 383; *G. prunicolum* 380; *G. Pteridis* 371; *G. punctiforme* 383; *G. quercinum* 372; *G. revolutum* 382; *G. Rhinanthi* 383; *G. Ribis* 378; *G. Robergei* 372; *G. rufo-maculans* 376; *G. Saccharini* 377; *G. Salicis* 372; *G. Sanguis orbae* 378; *G. Spengazini* 378; *G. Taxi* 371; *G. Thümenii* 371; *G. Tiliae* 378; *G. tinum* 383; *G. Toxicodendri* 377; *G. Tremulae* 372; *G. Trifolii* 380; *G. truncatum* 383; *G. tuberculata* 378; *G. valsoides* 373; *G. Vanillae* 371; *G. venetum* 379; *G. veratrinum* 371; *G. Veronicarum* 383; *G. versicolor* 379; *G. Violae* 374.
- Glyceria* 47 48 113 419 468 474.  
*Glycyrrhiza* 141 350.  
*Gnaphalium* 116.  
*Gnomonia* 447; *G. amoena* 453; *G. Coryli* 453; *G. erythrostoma* 448; *G. fimbriata* 453; *G. leptostyla* 453; *G. lirelliformis* 454; *G. Ostryae* 453; *G. suspecta* 453; *G. tubiformis* 454.  
*Gnomoniella amoena* 453; *G. Coryli* 453; *G. fimbriata* 453; *G. tubiformis* 454.  
*Golblad* 76.  
*Gomphrena* 344 389.  
*Gossypium* 426, f. auch Baumwollpflanze.  
*Gräser* 436 454, f. auch Gramineen; *Gr., Kolbenpfl.* der 459.  
*Gramineen* 264 307 309 339 371 386 412 418, f. auch Gräser.  
*Graphiola* 127.  
*Graphis* 521.  
*Graphium* 369.  
*Grasblätter, Eclerotienkrankheit* der 511.  
*Grasrost* 161.  
*Gratiola* 433.  
*Grauer Schimmel* 506.  
*Greeneria fuliginea* 362.  
*Grind* 325; *Gr. der Kartoffeln* 18.  
*Gründliche Anbaumethode* 63.  
*Guignardia Bidwillii* 404.  
*Gummofis* der *Somaten* 28.  
*Gurke* 219 260 316 383 407 417.  
*Gymnadenia* 200.  
*Gymnoasci* 241.  
*Gymnococcaceae* 14.  
*Gymnococcus* 14.  
*Gymnosporangium* 176; *G. bisepatum* 184; *G. clavariaceiforme* 182; *G. clavipes* 184; *G. confusum* 181; *G. conicum* 182; *G. Cunninghamianum* 184; *G. Ellisii* 184; *G. fuscum* 180; *G. globosum* 184; *G. juniperinum* 182; *G. macropus* 184; *G. Nidus avis* 184; *G. Sabinae* 180; *G. tremelloides* 183.  
*Gynoxis* 171.  
*Gypsophila* 124 140.  
*Gyroceras Celtis* 281; *G. Plantaginis* 281.  
*Hadrotichum Phragmites* 458.

- Heiser 109 161 165 419 468, f. auch  
*Avena*.  
 Heiserroß 165.  
 Hegenia 464.  
 Hehnenpomp 467.  
 Heimbuche 260 461, f. auch *Carpinus*.  
 Heinesea Vanillae 371.  
 Heilmast 236.  
 Heilmastbaceen 345.  
 Heilmast 345.  
 Heimbury 15.  
 Heilf 423 527, f. auch *Cannabis*.  
 Heilfress 499.  
 Heilf, Sclerotienkrankheit des 499.  
 Heilfod 530.  
 Heilwürger 530.  
 Haplobasidium 322.  
 Hardenbergia 268 406.  
 Heilfiden 237.  
 Heilfberfülle 237.  
 Heilf 236 260 439 461, f. auch *Corylus*.  
 Hedera 312 378 392 414 429, f. auch  
*Ephen*.  
 Heberich 305 537.  
 Hedyarum 141 142.  
 Heibelbeeren 217 276, f. auch *Vaccinium*; *φ.*, Sclerotienkrankheit der  
 510.  
 Heleocharis 48 413 474.  
 Helianthemum 77 343 374 390.  
 Helianthus 75 160 435 493 534.  
 Helichrysum 116.  
 Heliofila 86.  
 Heliotropium 81.  
 Hellebours 81 123 341 389 413 425  
 437.  
 Helminthosporium 291 316; *H. car-*  
*pophilum* 317; *H. Cerasorum* 317;  
*H. echinatum* 317; *H. fragile* 278;  
*H. gramineum* 294 316; *H. hetero-*  
*nemum* 317; *H. inconspicuum* 317;  
*H. nubigenum* 317; *H. phyllophi-*  
*lum* 317; *H. pyrinum* 325; *H. ret-*  
*iculatum* 317; *H. Sarraceniae* 317;  
*H. sigmoideum* 317; *H. turcicum*  
 316; *H. vitis* 346.  
 Helosciadium 129.  
 Helotium Willkommii 486.  
 Hemichrysomya 189.  
 Hemicolesporium 192.  
 Hemileia 215.  
 Hemipuccinia 151.  
 Hemiuromyces 140.  
 Hemistegia 285.  
 Hendersonia 439; *H. acericola* 439;  
*H. Aloides* 439; *H. Caricis* 436;  
*H. cornicola* 439; *H. corylaria* 439;  
*H. Cynosbati* 440; *H. Dulcamarae*  
 440; *H. foliicola* 439; *H. foliorum*  
 440; *H. herpotricha* 307; *H. Lan-*  
*tanæ* 443; *H. Lupuli* 439; *H. Lu-*  
*zulæ* 436; *H. maculans* 439; *H.*  
*Magnoliæ* 439; *H. Mali* 439; *H.*  
*Mespili* 437; *H. notha* 439; *H. pi-*  
*ricola* 439; *H. prominula* 436; *H.*  
*Rhododendri* 440; *H. rupestris* 439;  
*H. theicola* 439; *H. Tini* 440; *H.*  
*Terminalis* 439; *H. Typhoidearum*  
 436; *H. ulmifolia* 437.  
 Hendersonula morbosa 289.  
 Hepatica 123 424.  
 Heracleum 74 92 158 246 264 345  
 429 456.  
 Herbstbrenner 346.  
 Herbstheife 537, f. auch *Colechicum*.  
 Herniaria 78 148.  
 Hernie der Kohlspflanzen 15.  
 Herpotrichia 286.  
 Herpfäule der Außerrüben 399.  
 Hesperis 264 342.  
 Heterocich 135.  
 Heterosporium 317.  
 Herenbesen 244 245 246 249; *φ.* der  
 Kirchbäume 249; *φ.* der Weistanne  
 209.  
 Herenringe, Agaricineen der 240.  
 Hibiscus 391 426.  
 Hieracium 75 159 263 355 407 435.  
 Himbeer-Anthracoze 379.  
 Himbeere 259 393 408 430 527, f.  
 auch *Rubus*.  
 Himbeersträucher, Roß der 175.  
 Himbeerstrauch 268, f. auch *Rubus*.  
 Hippocastanaceen 390 427.  
 Hippocrepidium Mespili 281.  
 Hippocrepidium Oxyacanthæ 281.  
 Hippophaë 260 281 428.  
 Hippuris 48 145 213.  
 Hirse 419 455, f. auch *Panicum*.  
 Hirsebrand 110.  
 Hirudinaria Mespili 281; *H. Oxyacan-*  
*thæ* 281.  
 Holcus 119 165 308 420 459 526.  
 Holostium 80 115.  
 Holz, gelbweißes 236.  
 Holzstropf von *Populus* 438.  
 Holz, weißweißes 236.  
 Homari 111.  
 Homogyne 156 157 214 355.  
 Homostegia 458.

- Honiggras 412, f. auch Holcus.  
 Honigtau im Getreide 470.  
 Hopfen 260 276 310 423 439 526;  
 f., Rosttau des 270; f., schwarzer  
 Brand am 270.  
 Hopfen-Mee, Sclerotienkrankheit des 513.  
 Hordeum 118 421 468, f. auch Gerste.  
 Hormidium 35.  
 Hormotheca 47.  
 Hornflee 529; f. auch Lotus.  
 Hottonia 131.  
 Hoya 406 432.  
 Hungerform 467.  
 Hungerzwetschen 247.  
 Hutchinsia 150.  
 Hyacinthe 315; f., Rost der 506; f.,  
 Schwärze der 297; f., Rostbeulen, Rost  
 der 23.  
 Hydnum 233.  
 Hydrangea 428.  
 Hydrocotyle 428.  
 Hydrodictyon 44.  
 Hygrophorus 241.  
 Hymenomyces 216.  
 Hymenula Platani 373.  
 Hyoscyamus 82.  
 Hypericaceen 264 377 414 426.  
 Hypericum 198 264 377 414 426.  
 Hypertrophie 9.  
 Hyphe 3.  
 Hypnum 521.  
 Hypochus 219.  
 Hypoderma 477.  
 Hypomyces 24 465.  
 Hypomyces Solani 54.  
 Hypospila 314.  
 Hyssopus 268.  
 Hysterium 475.  
 Jasione 151 192.  
 Jasminaceen 432.  
 Jasminum 142 168 268 432 438.  
 Iberis 18 85.  
 Jensen'sches Verfahren 64.  
 Ilex 391 426 437 441.  
 Illicineen 391 426.  
 Illosporium 464.  
 Imbricaria 458 521.  
 Impatiens 75 88 153 260 347 427 513.  
 Imperatoria 151 345.  
 Infektionsversuch 2.  
 Infarnatflee 264.  
 Inula 193 355 383 435.  
 Johannisbeeren 378 428.  
 Ipomoea 409.  
 Irideen 340 413 422.  
 Iris 47 48 152 317 340 413 422 436.
- Isaria 24.  
 Isariopsis 331 336; I. alborosella  
 . 344; I. carnea 350; I. griseola 351;  
 I. pusilla 344; I. Stellariae 345.  
 Isopyrum 75 81 172 213.  
 Juglandaceen 347 373 392 427.  
 Juglans 246 262 315 347 373 426, f.  
 auch Nussbaum.  
 Juncaceen 310 413 421.  
 Juncus 117 123 125 131 145 152 436  
 509.  
 Juniperus 116 176 180 181 184 211  
 285 439 443 486 506 532.  
 Jurinea 314.  
 Kaffeebaum 278 282 353 411; K.,  
 Rosttau des 282.  
 Kaffeeblattkrankheit 215.  
 Kastusstämmle, Säule der 70.  
 Kamille 537.  
 Kapoustnaja Kila 15.  
 Karbolsäure 12.  
 Kartoffel 52 219 319 352 367 406  
 409 526 527, f. auch Solanum; K.,  
 Knollenfäule der 53; K., Grund der  
 18; K., Rostfäule der 21; K., Schorf  
 der 18; K., Trockenfäule der K., 21;  
 K., Kränzelkrankheit der 300; K.,  
 Krankheit der 52; K., Krautfäule der  
 53; K., Bodenkrankheit der 518; K.,  
 Schorf der 25; K., Schorf der 25;  
 K., Schwarzbeinigkeit der 359; K.,  
 Sclerotienkrankheit der 500; K.,  
 Stengelfäule der 359; K., Stengel-  
 feuchter Brand der 30; K., Sten-  
 fäule der 53.  
 Keimpflanzen, Umfallen der 70 87.  
 Keimfäule 5.  
 Keithia 485.  
 Kentrosporium purpureum 474.  
 Kertel 74.  
 Kernobstgehölze, Gitterrost der 176.  
 Kernschale 226.  
 Kiefer 70 186 222 225 229 233 367  
 410 463 531, f. auch Pinus; K.,  
 Brand der 194; K., Krebs der 194;  
 K., Nadelrost der 194; K., Blasen-  
 rost der 193; K., Drehtrostkrankheit  
 201; K., Rinde der 194; K., Rinden-  
 schorf 475.  
 Kienpeit 194.  
 Kienrost 194.  
 Kirschenbaum 230 259 288 349 362 448,  
 f. auch Prunus; K., Herberfeste der  
 249.  
 Kirschen 317 322 430 511.  
 Klappenfäule 479.

- Alee 526 527 529, f. auch *Trifolium*;  
*A.*, Blattfleckenkrankheit des 484; *A.*,  
 Krebs des 489; *A.*, Stoff des 143;  
*A.*, Schwarzwerden des 456; *A.*,  
 Sclerotienkrankheit des 489; *A.*, Seide  
 des 526; *A.*, Tengel des 529; *A.*,  
 Würger des 529.  
*Knautia* 80 82 116 214 264 355.  
 Knieholz 475.  
 Knoblauch 320.  
 Knollenfäule der Kartoffel 53.  
*Kochia* 443.  
*Koeleria* 150 420.  
 Kohl 34 76 311 319 403 407, f. auch  
*Brassica*.  
 Kohlhernie 15.  
 Kohl-Pflanzen, Hernie der 15; *A.*  
 Pflanzen, Stropf der 15.  
 Kohlrabi 17.  
 Kolbenpilz der Gräser 459.  
*Kole roga* 282.  
 Kompositen, f. *Compositen*.  
 Kopfkohl 17.  
 Korbweide 527.  
 Kornblume 537.  
 Kornbrand 118.  
 Kräuselfrankheit der Kartoffeln 300;  
*A.* des Pflüchbaumes 249.  
 Krankheit des Gartenalat 75; *A.* der  
 Äpfel 33.  
 Kraußfäule der Kartoffel 53.  
 Krebs der Kiefer 194; *A.* der Weiß-  
 tanne 209; *A.* Krankheit der China-  
 bäume 487.  
 Kriebelfrankheit 468.  
*Kriegeria Eriophori* 371.  
 Kronenrost 165.  
 Stropf der Kohlpflanzen 15.  
 Krummholzfleher 286.  
 Kürbis 93 260 319 321 397 406 409  
 434, f. auch *Cucurbita*.  
 Kupferlösung, ammoniakalische 10; *A.*  
 Bitriol 10; *A.* Bitriol-Kalk-Brühe 10;  
*A.* Bitriol-Soda-Mischung 11; *A.*  
 Bitriol-Speckstein 11.  
 Kürzstäbchen 19.  
 Labiaten 39 313 353 396 417 433 505.  
*Labrella Ptarmicae* 480.  
*Lactuca* 75 159 160 214 314 417 435  
 448; 70 222 225 230 233 506, f.  
 auch *Larix*; *L.* Krebs 486; *L.* Radel-  
 rost 203; *L.* Stippenchori 478.  
*Laestadia* 308; *L.* Bidwillii 404; *L.*  
*canifrons* 309; *L.* *Cerris* 310; *L.*  
*contacta* 310; *L.* *excentrica* 311;  
*L.* *maculiformis* 314; *L.* *Oraxidis*  
 311; *L.* *punctoidea* 310; *L.* *radiata*  
 313; *L.* *Rhododendri* 313; *L.* *rhy-*  
*tismoides* 312; *L.* *Rosae* 312; *L.*  
*sylvicola* 310; *L.* *sytema solare* 312.  
*Lagenaria* 329 397.  
*Lagenidium* 42.  
*Lamium* 79 263 353 396 417 433.  
*Lampsana* 75 159 160 356.  
 Langstäbchen 19.  
*Lanosa nivalis* 516.  
*Lappa* 75 159 169 263 397 435.  
*Larix* 488, f. auch *Erdke*.  
*Laserpitium* 153 213 345 392.  
*Lasiobotrys* 280.  
*Latania* 421 437 441.  
*Lathyrus* 40 80 81 125 144 145 241  
 263 350 394 415 431 432 483 530.  
 Leuchtrost 157.  
*Lauraccen* 342 374 389.  
*Laurus* 218 268 342 374 389 403 441.  
*Lavandula* 433.  
*Lecanora* 521.  
*Lecidella* 521.  
 Lederbeeren 322.  
*Ledum* 191 395.  
*Leguminosen* 313 350 380 415 431.  
*Leguminosenstoffe* 141.  
 Leuchtblätter 76 84 526.  
 Leuchtrost 197.  
*Lemna* 34 90.  
*Leontodon* 75 159.  
*Leonurus* 353.  
*Lepidium* 70 76 85 88 311 342 425  
 493.  
*Lepigonum* 80 86 140.  
*Leptochrysomya* 187.  
*Leptophrys* 13.  
*Leptopuccinia* 147.  
*Leptosphaeria* 301; *L.* *circinans* 515;  
*L.* *culmifraga* 301; *L.* *herpotrichoi-*  
*des* 301; *L.* *Luzilla* 415; *L.* *Napi*  
 303; *L.* *Pomona* 394; *L.* *Triticis* 302.  
*Leptostroma larinum* 478; *L.* *Pi-*  
*nastri* 476.  
*Leptothyrium* 410; *L.* *circinans* 372;  
*L.* *Parmicae* 480; *L.* *Tremula* 372.  
*Leptomyces* 139.  
*Leucochytrium* 39.  
*Leucojum* 212.  
*Levistium* 345.  
*Levofoie* 76.  
*Libanotis* 153.  
*Libertella Equiseti* 418.  
*Libocedrus* 184.  
*Licea strobilina* 211.  
*Ligusticum* 429.

- Ligustrum 214 215 277 416 432 516.  
 Rillaceen 310 340 371 387 413 421.  
 Rille 315 506, f. auch Liliun.  
 Liliun 141 340 387, f. auch Rille.  
 Limnanthemum 214.  
 Limosella 130.  
 Linaria 79 94 130 250 397 433.  
 Linde 270 275 461, f. auch Tilia.  
 Linnaea 434 457.  
 Linosyris 214.  
 Linje 80 530.  
 Linum 80 197, f. auch Flachs.  
 Liriodendron 265 276 311 342 374 389.  
 Listera 168 422.  
 Lithospermum 39 81 536.  
 Lobelia 130 192 354.  
 Lobeliaceen 354.  
 Löcherpilz 228.  
 Lolium 118 119 122 125 161 165 166 421 468.  
 Loniceria 168 260 262 263 276 277 280 305 306 313 314 354 386 397 398 411 417 434 538.  
 Lophanthus 149.  
 Lophodermium 475.  
 Loranthaceen 530.  
 Lotus 79 141 350 526, f. auch Hornflee.  
 Loupe 27.  
 Lucidium 88.  
 Lupine 278 506 527 530, f. auch Lupinus.  
 Lupinen, Wurzelbrüme der 278.  
 Lupinus 141 264 351, f. auch Lupine.  
 Luzerne 380 394 515 526 527 530, f. auch Medicago.  
 Luzerneroß 146.  
 Luzula 113 114 123 152 310 410 413 421 436 455.  
 Lychnis 115 124 140 148 345 374 424.  
 Lycium 263 391.  
 Lycopersicum 493.  
 Rycopodiaceen 90.  
 Lycopsis 165.  
 Lycopus 263 433.  
 Lychnis 115 124 140 148 345 374 424.  
 Lysimachia 39 169 214 351 432 442 520 536.  
 Rhythraceen 348 393 428.  
 Rhythariaceen 264.  
 Lythrum 213 264 348 428.  
 Macrophoma acinorum 405; M. flaccida 405; M. reniformis 405; M. viticola 406.  
 Macrosporium 291 320; M. heteronemum 317.  
 Madia 75.  
 Magnolia 374 389 425 439 441.  
 Magnoliaceen 311 342 374 389 425.  
 Mahonia 163 389 403 425.  
 Majanthemum 167 211 340 422.  
 Mais 111 152 310 317 412 526; M., Brand des 110; M., Roß des 151.  
 Malachium 115 148.  
 Mal di genere 276.  
 Maladie-digitaire 15; M. du Pied 307; M. du roud 438.  
 Malva 147 348 391 414.  
 Malvaceen 348 391 414 425.  
 Malven 328.  
 Malvenroß 147.  
 Mamiana Coryli 453; M. fimbriata 453.  
 Mandelbaum 318 367 447.  
 Mangobaum 520.  
 Marrubium 353.  
 Marsonia 370; M. andurnensis 378; M. Betulae 372; M. Campanulae 383; M. Castagnei 372; M. Chaenenerii 378; M. Daphnes 378; M. Delastrii 374; M. Juglandis 373 453; M. Melampyri 383; M. Meliloti 380; M. Myricariae 374; M. Populi 372; M. Potentillae 378; M. Salicis 373; M. Thomasiana 377; M. truncatula 377; M. Viola 374.  
 Mastigosporium 356.  
 Matricaria 80 130 526.  
 Matthiola 425.  
 Maulbeerbaum 277, f. auch Morus.  
 Maulbeerblätter, Fleder der 29; M., Flederkrankheit der 359.  
 Medicago 79 146 264 350 410 489, f. auch Luzerne.  
 Meerrettig 311 342 413 425 530.  
 Mehltau 250; M. des Weinlaubes 265; M., falscher 71.  
 Mehltauartige 250.  
 Melampsora 196; M. aecidioides 200; M. arctica 200; M. areolata 204; M. Ariae 204; M. betulina 203; M. Capreae 200; M. Carpinii 204; M. Cerasi 204; M. Cerastii 206; M. Circaeae 198; M. congregata 198; M. Epilobii 198; M. Euphorbiae dulcis 198; M. guttata 205; M. Hartigii 200; M. Helioscopiae 198; M. Hypericorum 198; M. Hini 197; M. pallida 204; M. Pirolae 205; M. populina 200;

- M. Quercus* 204; *M. repens* 200;  
*M. salicina* 199; *M. sparsa* 205;  
*M. Tremulae* 200; *M. Vaccinii* 204;  
*M. vernalis* 199.  
*Melampsorella Caryophyllacearum* 206.  
*Melanopyrum* 192 195 214 260 333 411.  
*Melanconium* 362; *M. Pandani* 464.  
*Melandrium* 80.  
*Melanoche* 427.  
*Melanospora Cannabis* 500.  
*Melanotaenium* 94.  
*Melasma* 411; *M. acerinum* 482; *M. salicinum* 483.  
*Melbe* 537, f. auch *Atriplex*.  
*Melica* 420.  
*Melilotus* 79 264 321 350 380 398  
481 437 526.  
*Meliola* 276 278.  
*Melissa* 433.  
*Melissophyllum* 396.  
*Melittis* 433.  
*Melone* 354 383 530.  
*Mentipermaceen* 389.  
*Menispermum* 129 263 389.  
*Mentha* 48 158 353 433.  
*Menyanthes* 48 432.  
*Mercurialis* 40 203 347 392 426.  
*Mesocarpus* 42 45.  
*Mespilus* 181 182 183 259 268 281  
327 349 379 393 415 430 437 511,  
f. auch *Rhipel*.  
*Meum* 74 92 172 213.  
*Micrococcus* 19; *Micrococcus amylo-*  
*vorus* 29.  
*Micropuccinia* 150.  
*Microsphaera* 262.  
*Microstroma* 362.  
*Micronomyces* 139.  
*Milium* 119.  
*Mimulus* 433.  
*Rhipel* 408, f. auch *Mespilus*; *M.*, *Rost*  
*der* 183.  
*Rhipel* 531.  
*Mitella* 345.  
*Mittel*, pilatstende 10.  
*Möhre*, 517.  
*Möhtenoerberber* 305.  
*Möhringia* 80 148.  
*Mohn* 297 537.  
*Mohrrübe* 74 92 321 501 526 529 530.  
*Molinia* 118 152 168 412 420 468.  
*Momordica* 417.  
*Mionabinen* 12.  
*Monocystaceae* 13.  
*Mondringe* 236.  
*Monilia* 360; *M. fructigena* 360 511.  
*Moose* 15 285 521 536.  
*Moraceen* 341 388.  
*Morbo bianco* 363.  
*Mortheria* 327.  
*Morus* 208 261 341 388 406, f. auch  
*Maulbeerbaum*.  
*Morjaifraucht des Labats* 30.  
*Mougeotia* 42 44.  
*Mucor stolonifer* 503.  
*Mulgedium* 159 160.  
*Musa* 371 407 437.  
*Musaceen* 371.  
*Muscari* 114 122 139 212 422.  
*Mutterform* 467.  
*Mutterformpilz* 467.  
*Myceliophthora* 466.  
*Mucellum* 4.  
*Mycocetiden* 9.  
*Mycocytridinae* 41.  
*Mycogone Cerasi* 154.  
*Mycoides* 520.  
*Myosotis* 39 40 81 129 359.  
*Myosurus* 78.  
*Myrica* 82 212 341 388.  
*Myricaceen* 341 388.  
*Myricaria* 158 305 374 390.  
*Myricariaceen* 374 390.  
*Myrrhis* 158.  
*Myrtaceen* 348 392 414 442.  
*Myrte* 320 348.  
*Myrtus* 392.  
*Myxastrum* 13.  
*Myxocytridinae* 33.  
*Myxosporium dracaenicolum* 371.  
*Myzocythium* 41.  
*Nadelhöfzer* 236.  
*Nährpflanzen* 1.  
*Naevia Calthae* 485.  
*Nagelbrand* 109.  
*Napcladium* 321; *N. Soraueri* 325.  
*Narcissus* 150 358 422.  
*Nardus* 468.  
*Narren* 247.  
*Narthecium* 128.  
*Nasse Säule* 54.  
*Nagelkäse der Kartoffelfnollen* 21.  
*Nasturtium* 84 212 390.  
*Natron*, unterschwefligsaures 256.  
*Nebbia* 376.  
*Neckera* 521.  
*Nectria* 461; *N. carnea* 464; *N. cin-*  
*nabarina* 462; *N. coccinea* 464; *N.*  
*Cucurbitula* 465; *N. ditissima* 461;  
*N. Fuckelii* 464; *N. lichenicola* 464;  
*N. Pandani* 463; *N. Rousselliana*  
465; *N. Solani* 54.



- Nectriella 465; N. Rousseliana 465.  
 Negundo 390.  
 Nelfe 317, f. auch Dianthus.  
 Nerium 276 352 395 416 432.  
 Nessaea 393.  
 Nicotiana 82, f. auch Tabak.  
 Nitella 45 46.  
 Nowakowskia 47.  
 Nuile 354.  
 Nußbaum 230 362, f. auch Juglans.  
 Nymphaea 131 339 413.  
 Nymphaeaceen 389 413.  
 Obligate Parasiten 5.  
 Obstbäume 231 521 530.  
 Obst, Schimmel des 360.  
 Odogoniaceen 44.  
 Odogonien 14.  
 Odogonium 45 50.  
 Delbaum 281 395 406 432, f. auch  
 Olea; D. Bafteriennoten des 27;  
 D. Zuberfulose 27.  
 Delbaumkrebs 27.  
 Oenothera 38 70 428.  
 Oerrag 295.  
 Oidium 252 261 262 264 265 268;  
 O. fructigenum 360.  
 Olea 352, f. auch Delbaum.  
 Oleaceen 313 351 383 395 416 432.  
 Olive 277 316.  
 Olpidiopsis 35.  
 Olpidium 33.  
 Onagraceen 39 264 312 348 372 378  
 387 393 428.  
 Onobrychis 143 278 483 526.  
 Ononis 141 263 517 526.  
 Ogonien 51.  
 Oospora fructigena 360.  
 Oospore 51.  
 Ophiobolus 306.  
 Opuntia 392.  
 Orangenbäume 517, f. auch Citrus; D.,  
 Rußtau der 276.  
 Orangenfrüchte, Schwärze der 301.  
 Orchideen 93 371 387 422.  
 Orchis 168 200 422.  
 Origanum 158.  
 Ormocarpum 171.  
 Ornithogalum 122 139 150 155 170  
 317 422.  
 Orobis 144 264 350 394 415 431 528.  
 Orthotrichum 521.  
 Oryza 113 119 317 421 437 468, f.  
 auch Reis.  
 Oscillariaceen 13.  
 Osmunda 116.  
 Ostericum 158.  
 Ostrya 453.  
 Osyris 212.  
 Oynularia 336; O. Alismatis 341; O.  
 alpina 349; O. Asperifolii 353; O.  
 Bartsiae 353; O. Berberidis 342;  
 O. Betonicæ 353; O. Brassicae 342;  
 O. carneola 353; O. Corcellensis  
 351; O. decipiens 341; O. deusta  
 350; O. Doronici 355; O. duplex  
 353; O. elliptica 340; O. fallax  
 350; O. farinosa 353; O. Inulae  
 355; O. necans 349 511; O. obli-  
 qua 343; O. primulana 351; O. pul-  
 chella 339; O. pusilla; 339; O. rigi-  
 dula 344; O. rubella 343; O. Ser-  
 ratulæ 356; O. sphaeroidea 350;  
 O. Stellariae 345; O. Syringae 351.  
 Oryalidaceen 311 347 392.  
 Oxalis 311 347 392.  
 Oxyria 115 141 153 213 344.  
 Paederota 149.  
 Paeonia 186 315 342 389 425.  
 Paipalopsis 121.  
 Paliurus 414 428.  
 Palmen 421.  
 Pandaneen, Stammsäule der 463.  
 Panicum 88 111 112 125 468.  
 Papaver 78 129 319 320 414 536.  
 Papaveraceen 342 390 414 425.  
 Papayaceen 343.  
 Papilionaceen 39 263 264 278 395  
 526.  
 Pappel 231 261 270 526 527 531,  
 auch Populus.  
 Pappelrost 200.  
 Parasiten 1; P., endophyte 3; P., ep-  
 phyte 3; P., facultative 3; P., obli-  
 gate 3; P., phanerogame 522.  
 Parasitische Algen 520; P. Pilze 1.  
 Parietaria 341 413.  
 Paris 122 167 211 340 422.  
 Parmelia 465.  
 Parnassia 213.  
 Passalora 336; P. bacilligera 341;  
 depressa 456; P. microsperna 34  
 P. penicillata 354; P. polythrincei  
 des 345.  
 Passerina 378.  
 Pastinaca 213 264 345 428 429.  
 Pastinak 74, f. auch Pastinaca.  
 Paulownia 397 416 433.  
 Pavia 390.  
 Pear blight 29.  
 Pech der Reben 374.

- Pedicularis 75 170 192 214 353.  
 Pelargonien oder Pelargonium 377  
 493 506 530.  
 Pellia 91.  
 Pellicularia Kuleroga 282.  
 Peltigera 286 464.  
 Penicillium glaucum 503.  
 Pennisetum 112.  
 Pentstemon 353 397.  
 Pepinos 62.  
 Peridermium Cornui 195; P. clatinum  
 209; P. oblongisporum 195; P. Pini  
 186 193; P. Stahlian 195; P. Strobi  
 186.  
 Peribineen 13.  
 Perisporiacee 269.  
 Perisporium Alismatis 130; P. croco-  
 philum 399.  
 Perithecten 252 269 283.  
 Peronospora 70; P. affinis 78; P. Al-  
 sinearum 80; P. alta 82; P. Ana-  
 gallidis 81; P. Androsaces 82; P.  
 Antirrhini 79; P. arborescens 78;  
 P. Arenariae 80; P. Asperuginis  
 81; P. Bulbocapni 81; P. Cactorum  
 79; P. calotheca 81; P. candida  
 70; P. Chlorae 81; P. Chrysosplenii  
 79; P. conglomerata 79; P. Cory-  
 dalis 77; P. crispa 77; P. Cypa-  
 rissiae 81; P. Cytisi 79; P. densa  
 75; P. Dianthi 80; P. Euphrasii 80;  
 P. effusa 78; P. Epilobii 75; P.  
 Erodii 79; P. Euphorbiae 78; P.  
 Ficariae 78; P. Fragariae 79 82;  
 P. gangliiformis 75; P. grisea 79;  
 P. Haastii 75; P. Herniariae 78;  
 P. Holstei 80; P. Hyoscyami 82;  
 P. infestans 52; P. interstitialis 82;  
 P. Knautiae 82; P. Lamii 79; P.  
 lapponica 79; P. leptoclada 77; P.  
 leptosperma 80; P. Linariae 79;  
 P. Lini 80; P. Myosotidis 81; P.  
 Nicotianae 82; P. nivea 74; P.  
 obducens 75; P. obovata 78; P.  
 parasitica 76; P. parvula 81; P.  
 Phytumatis 79; P. Polygoni 81;  
 P. Potentillae 79; P. pulveracea  
 81; P. pusilla 74; P. pygmaea 75;  
 P. Radii 80; P. rubicola 75; P.  
 Rubi 82; P. rubicincta 82; P. Rumicis  
 81; P. Schachtii 77; P. Schleideni  
 77; P. Scleranthi 81; P. Sempervivi  
 70; P. Senecionis 82; P. Setariae  
 74; P. sordida 82; P. sparsa 82;  
 P. Thesii 81; P. tribulina 81; P.  
 trichotoma 81; P. Trifoliorum 79;  
 P. Urticae 78; P. Valerianellae 79;  
 P. Viciae 80; P. Vincae 79; P.  
 violacea 80; P. Violae 78; P.  
 viticola 71.  
 Peronosporaceen 51.  
 Persica 153 276 349, f. auch Birsch-  
 baum.  
 Postalozzia 440; P. Acaciae 442; P.  
 adusta 442; P. alnea 441; P. Bank-  
 siana 442; P. breviseta 442; P. Cam-  
 melliae 441; P. compta 442; P.  
 concentrica 442; P. decolorata 442;  
 P. depauperata 442; P. Fuchsi  
 441; P. fuscescens 441; P. gongro-  
 gena 442; P. Guenipi 441; P. Har-  
 tigii 440; P. Illicis 441; P. inqui-  
 nans 441; P. laurina 441; P. lon-  
 giseta 442; P. Nummulariae 442;  
 P. Phoenicis 441; Photiniae 442;  
 P. phyllosticta 442; P. Siliquastri  
 442; P. Thümenii 441; P. uvicola  
 441; P. viticola 441.  
 Petasites 193 214 284.  
 Peterfalte 74 153, f. auch Petroselinum.  
 Petroselinum 345 429.  
 Petunia 396 416 501.  
 Peucedanum 153 156 246 264 429.  
 Peziza bulborum 506; P. calycina  
 486; P. Cerastiorum 485; P. cibo-  
 rioides 489; P. Curreyana 509; P.  
 Dehni 486; P. Duriaana 508; P.  
 Fuckeliana 501; P. Kauffmanniana  
 490 500; P. Ranunculi 485; P.  
 Sclerotiorum 490; P. tuberosa 508.  
 Pflanz 315 317 362 367 379 394  
 430.  
 Pflanzbaum 259 318, f. auch Persica.  
 Pflanzbaum, Kräuterkrautheit des 249.  
 Pflanz 270 430.  
 Pflanzbaum 259 288 367, f. auch  
 Prunus.  
 Pflanzblätter, Rotfalten der 445.  
 Phaca 125 215 457.  
 Phacellium inhonestum 344.  
 Phacidium 479; P. Astrantiae 485;  
 P. Medicaginis 484; P. Parnicacae  
 480; P. tetraspora 486.  
 Phalaris 48 113 167 315 420 468  
 512.  
 Phanerogame Parasiten 522.  
 Pharbitis 396.  
 Phaseolus 70 144 313 351 380 394  
 415 437 493 501 526, f. auch Bohne.  
 Phlegopteris 208 371.  
 Phelipaea 530.  
 Phialea temulenta 358.

**Philadelphaceae** 348 392 414 428.

**Philadelphus** 348 392 414.

**Phillyrea** 208 214 395 416.

**Philodendron** 421.

**Phleospora** 357; **P. Aceris** 359; **P. Aesculi** 359; **P. Mori** 359; **P. moricola** 359; **P. Oxyacanthae** 359; **P. Trifolii** 359.

**Pleum** 339 455 459 468 526.

**Phlox** 93 352 433.

**Phlyctidium Cerastiorum** 485; **P. Rannunculi** 485.

**Phoenix** 437 441.

**Phoma** 398; **P. abietina** 411; **P. ampelina** 405; **P. ampelocarpa** 405; **P. Armeniacae** 406; **P. baccae** 405; **P. Betae** 399; **P. Bolleana** 406; **P. Brassicae** 403; **P. concentricum** 437; **P. confluens** 405; **P. Cookei** 405; **P. crocophila** 399; **P. Cucurbitacearum** 406; **P. dalmatica** 406; **P. decorticans** 407; **P. Diplodiella** 437; **P. eustaga** 406; **P. Farlowiana** 406; **P. Hardenbergiae** 406; **P. hederacea** 406; **P. Hennebergii** 398; **P. herbarum** 403; **P. Hesperidearum** 399; **P. Hieracii** 407; **P. incompta** 406; **P. Juglandis** 406; **P. lenticularis** 405; **P. longispora** 405; **P. Mahoniana** 403; **P. Mahoniana** 403; **P. Morum** 406; **P. necatrix** 399; **P. Negriana** 406; **P. nobilis** 403; **P. Oleae** 406; **P. Olivarum** 406; **P. pallens** 405; **P. pomorum** 406; **P. rheina** 403; **P. Secalis** 399; **P. siliquarum** 403; **P. Siliquastrum** 403; **P. solanicola** 406; **P. subvelata** 407; **P. uvicola** 374 403; **P. viticola** 403; **P. Vitis** 405.

**Photinia** 442.

**Phragmidopsis** 173.

**Phragmidium** 172; **P. albidum** 190; **P. carbonarium** 173; **P. devastatrix** 176; **P. Fragariae** 175; **P. Fragariastrum** 175; **P. fusiforme** 174; **P. intermedium** 175; **P. obtusum** 175; **P. papillatum** 176; **P. Potentillae** 176; **P. Rosae alpinae** 174; **P. Rubi** 175; **P. Rubi idaei** 175; **P. Sanguisorbae** 175; **P. subcorticium** 174; **P. Tormentillae** 175; **P. tuberculatum** 174; **P. violaceum** 175.

**Phragmites** 112 167 168 340 420 457 474.

**Phycochromaceae** 13.

**Phyllachora** 454; **P. Aegopodii** 456;

**P. Agrostidis** 458; **P. amentis** 456; **P. Angelicae** 456; **P. betulina** 456; **P. Campanulae** 457; **P. Cynodontis** 455; **P. depazeoides** 456; **P. epitypha** 455; **P. gangraena** 458; **P. graminis** 454; **P. Hieracii** 456; **P. Luzulae** 455; **P. Medicaginis** 484; **P. melanoplaca** 456; **P. Morthierii** 456; **P. picea** 456; **P. Podagrariae** 456; **P. Pteridis** 483; **P. punctiformis** 457 479; **P. Setariae** 455; **P. silvatica** 455; **P. Trifolii** 456 484; **P. Ulmi** 456; **P. Wittrockii** 457.

**Phyllactinia** 260.

**Phyllobium** 520.

**Phyllodoce** 282.

**Phyllosiphon** 520.

**Phyllosticta** 386; **P. abortiva** 389; **P. acericola** 390; **P. Aceris** 390; **P. Aetosae** 388; **P. acorella** 387; **P. Acori** 387; **P. advena** 395; **P. Aesculi** 390; **P. aesculicola** 390; **P. aesculina** 390; **P. Ajacis** 389; **P. Ailanthi** 392; **P. Ajugae** 396; **P. Aizoon** 392; **P. Alaterni** 391; **P. Alcides** 388; **P. Alismatis** 387; **P. alnicola** 387; **P. alnigena** 387; **P. Aloës** 387; **P. althaeicola** 391; **P. althacina** 391; **P. Amarantii** 389; **P. anceps** 390; **P. Angelicae** 392 456; **P. Aratae** 396; **P. Arbuti unedinis** 395; **P. Arnicae** 397; **P. Aronici** 397; **P. Arunci** 393; **P. Asclepiadearum** 395; **P. astragalicola** 395; **P. astrogonata** 389; **P. Atriplicis** 388; **P. atromaculans** 395; **P. Ancupariae** 394; **P. bacteriiformis** 388; **P. bacteriosperma** 389; **P. baldensis** 389; **P. Batatae** 396; **P. bataticola** 396; **P. Beijerinckii** 278; **P. Beltranii** 390; **P. Berberidis** 389; **P. Betae** 388; **P. betulina** 387; **P. Bignoniae** 396; **P. Bizzazzeriana** 391; **P. Bolleana** 391; **P. Borszczowii** 395; **P. Brassicae** 390; **P. Briardi** 394; **P. Bupleuri** 392; **P. buxina** 392; **P. Calystegiae** 396; **P. Camelliae** 390; **P. camelliaeicola** 390; **P. Campanulae** 397; **P. campestris** 390; **P. Cannabis** 388; **P. Capparidis** 390; **P. Caprifolii** 397; **P. capsulicola** 396; **P. Caricae** 388; **P. Caricis** 386; **P. carpinica** 387; **P. Carpini** 387; **P. Caryae** 392; **P. caryogena** 392; **P. Cathartici** 391;

- P. Celosiae* 388; *P. Celtidis* 388;  
*P. Cephalariae* 397; *P. Ceratoniae*  
395; *P. Chaerophylli* 392; *P. Che-*  
*ranthorum* 390; *P. Chenopodii* 388;  
*P. cinerea* 388; *P. circumvallata*  
389; *P. Cirsii* 397; *P. cistina* 390;  
*P. cocoina* 387; *P. Cocos* 387; *P.*  
*concentrica* 392; *P. coniothyrioides*  
395; *P. Cordylines* 387; *P. Corni* 392;  
*P. cornicola* 392; *P. Cornuti* 395; *P. co-*  
*ronaria* 392; *P. corrodens* 389; *P. cory-*  
*laria* 387; *P. Coryli* 387; *P. Cra-*  
*taegi* 393; *P. crataegicola* 393; *P.*  
*crastophylla* 386; *P. cruenta* 387;  
*P. Cucurbitacearum* 397; *P. Curreyi*  
387; *P. cyceadina* 386; *P. Cydoniae*  
393; *P. Cynarae* 397; *P. cytisella*  
395; *P. Cytisi* 395; *P. Cytiserum*  
395; *P. dahliaeicola* 397; *P. Danaes*  
387; *P. deliciosa* 390; *P. destruc-*  
*tiva* 391; *P. destruens* 388; *P.*  
*leutizae* 392; *P. Dianthi* 389; *P.*  
*Digitalis* 397; *P. Dioscoreae* 387;  
*P. disciformis* 390; *P. Donkelacri*  
387; *P. Draconis* 387; *P. Dulca-*  
*marae* 396; *P. Ebuli* 398; *P. Epi-*  
*lobii* 393; *P. Epimedii* 389; *P. Ery-*  
*simi* 390; *P. erysiphoides* 397; *P.*  
*Erythraeae* 396; *P. evonymella* 391;  
*P. Evonymi* 391; *P. Eucalypti* 393;  
*P. Fabae* 394; *P. fallax* 390; *P.*  
*Farfarae* 397; *P. Filipendulae* 393;  
*P. filipendulina* 393; *P. Forsythiae*  
395; *P. Foutcadei* 388; *P. fragari-*  
*cola* 393; *P. Frangulae* 391; *P.*  
*Fraxini* 395; *P. fraxinicola* 395;  
*P. fraxinifolia* 390; *P. fuscozonata* 393;  
*P. Galeopsidis* 396; *P. galliarum* 395;  
*P. Geranii* 391; *P. germanica* 390; *P.*  
*Glechomae* 396; *P. Globulariae* 396;  
*P. Globuli* 393; *P. globulosa* 387; *P.*  
*Gomphrenae* 389; *P. goritiense* 395;  
*P. gossypina* 391; *P. Grossulariae*  
392; *P. Halstedii* 395; *P. Haynaldi*  
391; *P. Hederac* 392; *P. hedericola*  
392; *P. Helianthemii* 390; *P. helle-*  
*borella* 389; *P. helleboricola* 389;  
*P. Henriquesii* 397; *P. Hesperid-*  
*earum* 390; *P. hortorum* 396; *P. Hu-*  
*muli* 388; *P. hydrophila* 389; *P.*  
*Jacobaeae* 397; *P. ilicicola* 387;  
*P. ilicina* 387; *P. Implexae* 398;  
*P. insulana* 395; *P. juglandina* 392;  
*P. Juglandis* 392; *P. Labruscae* 391;  
*P. laburnicola* 395; *P. lacerans* 388;  
*P. Lagenariae* 397; *P. Lamii* 396;  
*P. Lappae* 397; *P. Laserpitii* 392;  
*P. lathyrina* 394; *P. laurella* 389; *P.*  
*Laureolae* 393; *P. Lauri* 389; *P.*  
*Laurocerasi* 394; *P. Ledi* 395; *P.*  
*lenticularis* 390; *P. Leucanthemi*  
397; *P. Libertiae* 390; *P. Libertiana*  
390; *P. Ligustri* 395; *P. ligustrina*  
395; *P. lillicola* 387; *P. limbalis*  
392; *P. Linariae* 397; *P. Liriodendri*  
389; *P. liriodendrica* 389; *P. Lo-*  
*nicerae* 397; *P. lutetiana* 393; *P.*  
*Lycopersici* 396; *P. maculiformis*  
388; *P. Magnoliae* 389; *P. Maha-*  
*leb* 394; *P. Mahoniae* 389; *P. Mali* 394;  
*P. marginalis* 390; *P. Medicaginis*  
394; *P. Melissophylli* 396; *P. Me-*  
*nispermi* 389; *P. Mercenialis* 392;  
*P. Mespili* 393; *P. micrococoides*  
390; *P. microspila* 391; *P. minus-*  
*sinensis* 394; *P. Monspensulani* 390;  
*P. morifolia* 388; *P. Myricae* 388;  
*P. Napi* 389; *P. nebulosa* 389; *P.*  
*Negundinis* 390; *P. nemoralis* 391;  
*P. Nerii* 395; *P. nervisequa* 396;  
*P. Nesaeae* 393; *P. neutrospileae*  
391; *P. Nieliana* 388; *P. nitidula*  
398; *P. nobilis* 389; *P. Nubecula*  
388; *P. nuptialis* 392; *P. ocellata*  
390; *P. Opuli* 398; *P. Opuntiae*  
392; *P. orbicularis* 397; *P. orobella*  
394; *P. orobina* 394; *P. osteospora*  
388 395; *P. Owaniana* 392; *P. Oxa-*  
*lidis* 392; *P. Paeoniae* 389; *P.*  
*Pallor* 393; *P. Passerinii* 394; *P.*  
*Paulowniae* 397; *P. Paviae* 390; *P.*  
*paviacola* 390; *P. Pentstemonis*  
397; *P. Persicae* 394; *P. Petuniae*  
396; *P. Pharbitis* 396; *P. phaseo-*  
*lina* 394; *P. Phaseolorum* 394; *P.*  
*Philadelphi* 392; *P. phillyrina* 395;  
*P. phomiformis* 387; *P. phyllicicola*  
395; *P. Physaleos* 396; *P. Pillyrae*  
395; *P. pirina* 393; *P. piriseda*  
394; *P. Pirorum* 393; *P. Pisi* 394;  
*P. Plantaginis* 396; *P. Platani* 388;  
*P. Platanoides* 390; *P. Polygono-*  
*rum* 388; *P. populea* 388; *P. popu-*  
*lina* 388; *P. Populorum* 388; *P.*  
*Portulacae* 389; *P. potantia* 387;  
*P. potentillica* 393; *P. primilicola*  
395; *P. prunicola* 394; *P. Pseud-*  
*Acaciae* 395; *P. Pseudo-capsici* 396;  
*P. Pseudoplatani* 390; *P. Pulmo-*  
*nariae* 396; *P. punica* 393; *P. pu-*  
*stulosa* 391; *P. Quercus* 387; *P.*  
*Quercus ilicis* 387; *P. Quercus*

- rubrae 387; P. quercea 387; P. Ranuncul 389; P. Ranunculorum 389; P. Renouana 387; P. Rhamni 391; P. rhamnigena 391; P. Rhei 388; P. Rhododendri 395; P. Rhois 392; P. ribicola 392; P. Robiniae 395; P. Rosae 393; P. Rosarum 398; P. Roumeguierii 398; P. rubicola 393; P. Ruborum 393; P. rubra 393; P. ruscicola 387; P. Saccardoi 395; P. Saccharini 390; P. sagittifolia 387; P. salicicola 388; P. Sambuci 398; P. sambucicola 398; P. Sanguinariae 390; P. Saniculae 392; P. Saponariae 389; P. Scorzonerae 397; P. Scrophulariae 297; P. scrophularina 397; P. serotina 394; P. sidaecola 391; P. Siliquastri 395; P. Solani 396; P. Sonchi 397; P. Sorbi 394; P. sorghina 386; P. spermoides 391; P. sphaeropsidea 390; P. stomaticola 386; P. sycophila 388; P. Symphoricarpi 398; P. symphoricarpi 398; P. syriaca 391; P. Syringae 395; P. Tabaci 396; P. tabifica 402; P. Tami 387; P. Tecomae 397; P. Terebinthi 392; P. Tencrui 396; P. Thalictri 389; P. Thunbergii 389; P. Tiliae 391; P. tinca 398; P. tincola 398; P. Tornentillae 393; P. toxica 392; P. Toxicodendri 392; P. Trailii 391; P. Treleasei 394; P. tremniacensis 397; P. Trifolii 394; P. Trollii 389; P. Tropaeoli 390; P. tulipiferae 389; P. Tweediana 397; P. typhina 387; P. ulmaria 388; P. Ulmariae 393; P. ulmicola 388; P. Urticae 388; P. Uvariae 387; P. variabilis 393; P. variegata 395; P. Venziana 396; P. Verbasci 397; P. verbascicola 397; P. Verbenae 396; P. vesicatoria 387; P. Viburni 398; P. Viridae 394; P. Vincetoxici 395; P. vinda-bonensis 394; P. Violae 390; P. viridis 395; P. viticola 391; P. Vitis 391; P. vulgaris 394 397; P. Weigeliae 398; P. Westendorpii 389; P. Wistariae 395; P. Zahlbruckneri 389.
- Physalis 396 416.  
 Physalospora 314; P. Baccae 404; P. Bidwillii 404.  
 Physcia 465 521.
- Physodermna 47 92; P. Eryngii 129; P. Sagittariae 130.  
 Phyteuma 79 142 192 354 434.  
 Phytophthora 52; P. infestans 52; P. omnivora 69; E. Phascoli 70.  
 Picea 488, f. auch Fichte.  
 Picris 130 155 159 356 530.  
 Piétin du Blé 807.  
 Piggotia astroidea 408 456.  
 Pilcolaria 146; P. Terebinthi 140.  
 Pilobulus 36.  
 Pilze, parasitische 1.  
 Pilzstöckende Mittel 10.  
 Pilzfäden 5.  
 Pilzgallen 9.  
 Pimpinella 74 125 158 264 345.  
 Pinguicula 115.  
 Pinnularia 44.  
 Pinus 180 276 475 479, f. auch Stiefer.  
 Piptatherum 166.  
 Piricularia 336; P. Oryzae 340.  
 Pirola 181 183 184 189 205 313 386 482.  
 Pirolaceen 313.  
 Pistacia 140 311 392 426.  
 Pistacien, August der 281.  
 Pisum 145 278 313 329, f. auch Erbsen.  
 Placospaeria Onobrychidis 483.  
 Plagiostoma suspecta 453.  
 Plantaginaceen 39 260 263 352 396 417 433.  
 Plantago 39 82 154 214 260 263 281 352 396 417 433 526 536.  
 Plasmatoparae 74.  
 Plasmodiophora 14.  
 Plasmodiophoraceae 14.  
 Plasmopara 71 74.  
 Plasmodium 12.  
 Platanaceen 311 341 373 388 423.  
 Platanthera 422.  
 Platanus 262 263 311 341 373 388 423.  
 Plâtre 466.  
 Pleochaeta 262.  
 Pleolpidium 36.  
 Pleospora 290; P. herbarum 300 304  
 P. Hesperidearum 301; P. Hyacinthi 297; P. infectoria 296; P. Napi 303; P. Oryzae 297; P. polytricha 296 301; P. putrefaciens 298; P. vagans 296.  
 Pleotrachelus 36.  
 Pleuroblastae 75.  
 Plowrightia 288.  
 Poa 93 119 122 128 144 145 168 339 420 458 459 468 474 526.

- Bodenkrankheit der Kartoffel 518.  
 Podisoma 176; *P. fuscum* 180.  
 Podospermum 160.  
 Poposphaera 259.  
 Polcimonitaceen 352 433.  
 Polycystis Luzulae 123; *P. occulta* 121.  
 Polydesmus exitiosus 304.  
 Polygonaceen 264 310 343 388 413 423.  
 Polygonatum 387.  
 Polygonum 70 81 114 115 126 143 152 153 170 264 310 343 388 411 423 484 505, f. auch Buchwetzten.  
 Polyphagus 46.  
 Polypodium 309.  
 Polyporus 228; *P. annosus* 221; *P. betulinus* 233; *P. borealis* 229; *P. dryadeus* 232; *P. fomentarius* 232; *P. fulvus* 228; *P. igniarius* 231; *P. laevigatus* 233; *P. mollis* 229; *P. Schweinitzii* 233; *P. sulphureus* 230; *P. vaporarius* 229.  
 Polysiphonia 45.  
 Polystichum 250.  
 Polystigma 444; *P. fulvum* 447; *P. ochraceum* 447; *P. rubrum* 445; *P. typhinum* 459.  
 Polysulfure Grison 257.  
 Polythrincium Trifolii 457.  
 Pomaceen 29 313 349 379 393 415 430.  
 Populus 245 246 280 311 341 372 388 408 410 413 423 439, f. auch Rappel.  
 Populus, Holztropf von 438.  
 Portulaca 86 389.  
 Portulacaceen 389.  
 Potamogeton 130 387.  
 Potamogetonaceen 387.  
 Potentilla 39 40 48 79 175 176 246 260 284 349 378 393 410 415 429 486.  
 Poterium 79 175 349.  
 Pourridé de la vigne 363.  
 Preiselbeeren, Sclerotienkrankheit der 509.  
 Preiselbeeren 217, f. auch Vaccinium.  
 Prenanthes 159 160 263.  
 Primula 79 82 121 123 142 146 158 313 351 395 416 432 506.  
 Primulaceen 313 351 395 416 432.  
 Prismatocarpus 354.  
 Brompcelium 97 133.  
 Proteaceen 392.  
 Protochytrium 41.  
 Protomonas 14.  
 Protomyces 92; *P. graminicola* 74; *P. Linosellae* 130; *P. microsporus* 138.  
 Protomycetaceen 92.  
 Prunella 144 214 353 408 433.  
 Prunus 153 154 204 237 247 249 250 259 278 289 315 349 363 380 386 394 408 410 415 430 431 442 447 f. auch Kirschbaum, Pfaffenbaum u. Zwetschen.  
 Psamma 113 412.  
 Pseudolpidium 35.  
 Pseudopeziza 479 484; *P. Alismatis* 485; *P. axillaris* 485; *P. Bistortae* 484; *P. Cerastiorum* 485; *P. Dehni* 486; *P. Ranunculi* 485; *P. Saniculae* 485; *P. Trifolii* 484.  
 Pseudospora 14.  
 Pseudosporae 13.  
 Pseudosporidium 14.  
 Pseudotsuga 488.  
 Ptelea 347 427.  
 Pteris 309 371 418 483.  
 Puccinella graminis 144; *P. truncata* 145.  
 Puccinia 147; *P. Acetosae* 153; *P. Adoxae* 159; *P. Aegopodii* 151; *P. Agrostidis* 168; *P. Albulensis* 149; *P. Allii* 152; *P. alpina* 150; *P. Amorphae* 171; *P. Anemones* 155; *P. Anemones virginianae* 149; *P. annularis* 149; *P. Anthoxanthi* 152; *P. Anthrisci* 153; *P. Arachidis* 170; *P. Arenariae* 148; *P. arenaricola* 170; *P. argentata* 153; *P. Aristolochiae* 158; *P. Artemisiarum* 160; *P. arundinacea* 167; *P. asarina* 151; *P. Asparagi* 157; *P. Asphodeli* 152; *P. Asteris* 150; *P. Atragenes* 149 151; *P. australis* 152; *P. Bäumleri* 151; *P. Baryi* 152; *P. Bellidiastri* 157; *P. Berberidis* 170; *P. Berkeleyi* 154; *P. Betonicae* 151; *P. Bistortae* 153; *P. Bulborastri* 156; *P. bullata* 153; *P. Bunii* 156; *P. Bupleuri* 158; *P. Buxi* 148; *P. Calthae* 158; *P. Campanulae* 151; *P. Cardui* 170; *P. caricis* 169; *P. carniolica* 156; *P. Carthami* 155; *P. Caryophyllacearum* 148; *P. Castagnei* 153; *P. caulicola* 156; *P. Cerasi* 154; *P. Cesatii* 152; *P. Chrysosporionis* 168; *P. Chrysosplenii* 148; *P. Cientae* 153; *P. Circense* 148; *P. Cirsii lanceolati* 160; *P. com-*

- pacta 156; P. Compositarum 159; P. conglomerata 156 157; P. Convolvuli 18; P. coronata 165; P. Crepidis 160; P. Crucianellae 150; P. Cruciferarum 150; P. Cynodontis 152; P. Dentariae 150; P. Dianthi 148; P. Digraphidis 167; P. Dioecae 169; P. discoidearum 160; P. Doronici 150; P. Drabae 150; P. Elymi 152 171; P. enornis 151; P. Epilobii 158; P. Eriophori 170; P. expansa 157; P. extensicola 170; P. Fagopyri 170; P. Falcariae 156; P. Fergussoni 150; P. Ferulae 158; P. Festucae 168; P. Fragariae 158; P. fusca 155; P. Galanthi 150; P. galiorum 159; P. Gentianae 158; P. Geranii 150; P. Geranii silvatici 150; P. gibberosa 152; P. Gladioli 170; P. Glechomatis 149; P. Globulariae 149; P. glomerata 170; P. graminis 161; P. grisea 149; P. Heideri 155; P. helianthi 160; P. helvetica 155; P. Hieracii 159; P. Holboellii 150; P. intermixta 167; P. Iridis 152; P. Junci 152; P. Lampsanae 160; P. Liliacearum 155; P. limosae 169; P. litoralis 152; P. Lojakjana 150; E. longissima 150; P. Luzulae 152; P. Magnusiana 168; P. Malvacearum 147; P. Malvastris 148; P. mamillata 153; P. Maydis 151; P. Menthae 158; P. microsora 152; P. Millefolii 150; P. mixta 157; P. Molinae 168; P. montana 159; P. Morthieri 150; P. Nolitangeris 153; P. oblongata 152; P. obscura 152; P. obtusa 158; P. Oreosolini 153; P. Ornithogali 170; P. Oxynae 153; P. paludosa 170; P. Peckiana 151; P. perplexans 168; P. persistens 169; P. Phalaridis 167; P. Phragmitis 167; P. Picridis 153; P. Pimpinellae 158; P. Plantaginis 154; P. Poarum 168; P. Podospermi 160; P. Polygami 152; P. Polygami amphibii 153; P. Porri 157; P. Prenanthis 160; P. Primulae 158; P. Prostii 170; P. Pruni 153; P. pulverulenta 158; P. pulvinulata 170; P. purpurea 152; P. rhytismoidis 170; P. Ribis 156; P. rubefaciens 151; P. Rubigo vera 164; P. Rumicis 153; P. Rumicis scutati 153; P. sandica 151; P. Sa-  
 niculae 158; P. Saxifragae 151; P. Schneideri 156; P. Schoe-  
 leriana 170; P. Schröteri 150; P. Schweinfurthii 149; P. Scilla-  
 lae 170; P. Scirpi 170; P. Sedi-  
 151; P. Senecionis 156 157; P. Sessleriae 168; P. sesselis 167; P. Silenes 157; P. silvatica 169; P. singularis 151; P. Smyrni 156; P. Soldanellae 158; P. solida 149; P. Sonchi 154; P. Sorghi 151; P. Spergulae 148; P. Stachydis 154; P. straminis 164; P. striae-  
 formis 164; P. suaveolens 154; P. Sweetiae 158; P. Tanacetii 160; P. Tanacetii Balsamitae 155; P. Taraxaci 155; P. tenuistipes 169; P. Tepperi 168; P. Teucrii 149; P. Thalictri 151; P. Thesii 158; P. Thlaspeos 149; P. Thlaspidis 149; P. Thümeniana 158; P. torosa 168; P. Trabuti 168; P. Tragopogonis 160; P. Traillii 168; P. Trauschedlii 157; P. triarticulata 171; P. Trollii 156; P. Tulipae 150; P. Umbilici 170; P. uralensis 157; P. Valantiae 149; P. Valerianae 156; P. Veratri 152; P. Veronicae 149; P. Veronicae Anagallidis 149; P. Vincae 154; P. violae 157; P. Virgaureae 151; P. Vossii 151; P. Vulpinae 169.  
 Pucciniopsis 155.  
 Pucciniosira 207.  
 Pulicaria 145.  
 Pulmonaria 353 396 433.  
 Pulsatilla 123 155 311.  
 Punica 393.  
 Punicaceae 393.  
 Pycnochytrium 39.  
 Pyriben 369.  
 Pyrenomyces 283; P. sclerotioblastae 466.  
 Pyrenopezia Agrostemmatidis 374.  
 Pyrenophora relicina 296.  
 Pyrrola 322.  
 Pyrrolaceae 432.  
 Pythium 86; P. Artotrogus 60; P. autumnale 90; P. Chlorococci 91; P. circumdans 90; P. Cystosiphon 90; P. de Baryanum 60 87; P. Equiseti 90; P. gracile 90; P. ve-  
 xans 60.  
 Quede 118 536, f. auch Tritium.  
 Quercus 204 208 246 263 265 276 280 310 387 410 413 422 442 443 453 454, f. auch Quid.

- Quille 181 184 393 440, f. auch Cydonia.  
 Racodium Therryanum 279.  
 Radula 521.  
 Raude der Stiefer 194.  
 Ramalina 521.  
 Ramularia 331 336; R. Adoxae 354; R. aequivoca 341; R. agrestis 343; R. Ajugae 353; R. Alaterni 346; R. Alismatis 341; R. alnicola 341; R. angustata 351; R. angustissima 345; R. areola 348; R. Armoricarum 343; R. arvensis 349; R. Balotiae 353; R. Banksiana 349; R. Bartsiae 353; R. Beccabungae 353; G. Bellidis 355; R. Bellunensis 355; R. Bistortae 343; R. Bryoniae 355; R. calcea 353; R. Cardui 355; R. Celtidis 341; R. Contranthi 355; R. cervina 355; R. Chaenactidis 348; R. Citri 348; R. Cochleariae 342; R. cylindroides 353; R. Cynarum 356; R. destructiva 341; R. didyma 341; R. didymarioides 345; R. Diervillae 354; R. dubia 344; R. Evonymi 346; R. filaris 355; R. Galegae 350; R. Geranii 348; R. gibba 341; R. Goldiana 353; R. Hamamelidis 345; R. Harioti 353; R. Helicori 341; R. Heraclei 345; R. Impatiens 347; R. lactea 343; R. Lamii 353; R. lamiiicola 353; R. Lampsanae 356; R. lata 349; R. Leonuri 353; R. Levistici 349; R. Liriodendri 342; R. Lychnicola 345; R. Lysimachiae 351; R. macrospora 354; R. Malvae 348; R. Marrubii 353; R. matronalis 342; R. melaena 355; R. Menthae 353; R. menticula 353; R. microspora 353; R. Nitellae 345; R. modesta 349; R. monticola 341; R. multiplex 351; R. obtusens 353; R. obovata 343; R. oreophila 345; R. ovata 353; R. Parietarum 341; R. Philadelphica 348; R. Picridis 356; R. plantaginea 352; R. pratensis 348; R. Primulae 351; R. Prunellae 354; R. pruinosa 355; R. pulchella 339; R. pusilla 339 349; R. Ranunculi 341; R. rosea 341; R. sambucina 354; R. scelerata 341; R. Schröteri 349; R. Schulzeri 350; R. Scrophulariae 353; R. Senecionis 355; R. silenicola 345; R. silvestris 355; R. Sonchi oleracei 356; R. sphaeroidea 350; R. Spiraeae 349; R. Stachydis 353; R. stolonifera 345; R. Succisae 355; R. Taraxaci 356; R. Thrinaciae 356; R. Tulasnei 349; R. Ulmariae 349; R. Urticae 341; R. Vaccinii 351; R. Valerianae 355; R. variabilis 353; R. Veronicae 352 353; R. Viciae 350; R. Vincae 352; R. Violae 343; R. Virgaureae 355; R. Vossiani 355; R. Weigeliae 354.  
 Ranunculaceae 39 264 311 341 374 389 413 424.  
 Ranunculus 40 48 78 123 128 129 139 145 168 212 264 285 341 389 425 485 526.  
 Raphanus 76 85 537, f. auch Rettig.  
 Raps 76 311 403, f. auch Brassica.  
 Rapskreb 493.  
 Raps, Schwärze des 303; R., Eclerotienfruchtbarkeit des 493; R.-Verderber 303.  
 Ravenelia 185.  
 Raygras 412.  
 Reben, Bech der 374.  
 Rebhuhn des Eichenholzes 234.  
 Reis 340 399 412, f. auch Oryza.  
 Reisbrand 297.  
 Reisfruchtbarkeit 297.  
 Reispflanze, Eclerotienfruchtbarkeit der 512.  
 Reseda 77 313 342.  
 Relebaceae 342.  
 Rettich 311 501, f. auch Raphanus.  
 Rhagadiolus 130 160.  
 Rhannaceae 316 391 414 427.  
 Rhamnus 149 166 168 262 278 346 391 427 428.  
 Rhamphospora 131.  
 Rhaphidophora herpotricha 306.  
 Rheum 388 403 423.  
 Rhinanthus 142 192 383.  
 Rhizidiomycetes 44.  
 Rhizidium 44 45.  
 Rhizina 488.  
 Rhizoctonia 514; R. Allii 518; R. Batatas 518; R. crocorum 518; R. Mali 518; R. Medicaginis 515; R. Solani 518; R. violacea 515.  
 Rhizomorpha fragilis 238; R. subcorticalis 238; R. subterranea 238.  
 Rhizomyxa 40.  
 Rhizophlyctis 45.  
 Rhizophydium 43.  
 Rhododendron 190 191 218 277 313 385 440 441 510 520.  
 Rohrkräutlerbrand 112.



- Rhoezella 41.  
 Rhus 246 315 347 377 392 426.  
 Rhynchospora 113.  
 Rhytisma 480.  
 Ribes 75 120 156 186 200 311 392  
 428, f. auch Johannisbeere und  
 Stachelbeere.  
 Ribesfäcen 311 345 378 392 428.  
 Riccia 314.  
 Ricinus 347 359.  
 Riemenblume 532.  
 Rindschale 226.  
 Ringchale 225.  
 Ringleuche 488.  
 Ringelschorf 475.  
 Robillarda 417.  
 Robinia oder Robinie 230 382 395 416  
 431 463.  
 Roesleria 514; R. hypogaea 365.  
 Roestelia 177; R. aurantiaca 184; R.  
 botryapites 183; R. cancellata 180;  
 R. cornuta 183; R. Formen auf Po-  
 maceen 183; R. hyalina 184; R.  
 lacinata 182; R. penicillata 183;  
 R. pyrata 184; R. transformans 184.  
 Roggen 118 161 164 308 309 358  
 399 467, f. auch Secale.  
 Roggenhalmbrecher 301; R. Stengel-  
 brand 121; R. Stielbrand 121.  
 Rognia 27.  
 Romulea 170.  
 Rosa 312 349 360 410 415 429 440  
 442 531, f. auch Rose.  
 Rosaceen 39 260 312 349 378 393  
 415 429.  
 Rosellinia 286.  
 Rose 82 176 259 408 506, f. auch Rosa.  
 Rosen-Asteroma 384.  
 Rosen, Rost der 174.  
 Rosenrote Weizenförmner 28.  
 Rosenschimmel 259; R. Weiß 259.  
 Rost der Brombeerräucher 175; R.  
 der Himbeerträucher 175; R. der  
 Rosen 174; R. der Runkelrüben 142;  
 R. der Steinobstgehölze 153; R. der  
 Zuckerrüben 142; R. Flecke der Äpfel  
 323; R. Krankheiten 131; R. Pilze 131.  
 Rostropia 171.  
 Rost, weißer 84.  
 Rot blanc 438.  
 Rotbuche 231 232, f. auch Fagus.  
 Rotbuchenfress 461.  
 Rotchale 222 230.  
 Rostflecken der Pflaumenblätter 445.  
 Rostfäuligkeit von Sorghum 30.  
 Rostflee 241 264 321 517, f. auch Tri-  
 folium.  
 Rost 20; R. der Hyacinthen 506; R.  
 der Hyacinthenzwiebeln 23; R. der  
 Speisewiebeln 25.  
 Rozella 36.  
 Rubia 479, f. auch Färberröte.  
 Rubiaceen 264 313 353 433.  
 Rubus 79 82 151 175 189 209 284  
 312 349 360 393 410 415 417 442  
 443, f. auch Brombeere und Himbeere.  
 Rüben, Bakteriose der 32; R., Wurzel-  
 brand der 88.  
 Rübsen 76, f. auch Brassica.  
 Rührer 276, f. auch Uhnus.  
 Rumex 40 47 48 81 115 140 143 153  
 167 168 264 306 310 331 343 388  
 423 518 526 537.  
 Runkel oder Runkelrübe 77 358 367  
 424 526, f. auch Beta.  
 Runkelrübenblätter, Bräune der 298;  
 R. Schwärze der 298.  
 Runkelrüben, Rost der 142; R. Schorf  
 der 27.  
 Runkelschorf 480.  
 Ruppia 18.  
 Ruscus 387.  
 Ruß 109.  
 Rußbrand 109.  
 Rußtan der Alpenrosen 280; R. der  
 Eichen 282; R. der Drangenbäume  
 276; R. der Bistacien 281; R. der  
 Tanne 279; R. des Hopfens 270;  
 R. des Kaffeebaumes 282.  
 Rutaceen 426.  
 Rutstroemia baccarum 510; R. ho-  
 mocarpa 490.  
 Saatgut, Weizen des 102.  
 Saathunderblume 537.  
 Sabal 407.  
 Saccardia 265.  
 Saccharum 111, f. auch Zuckerrohr.  
 Saccopodium 50.  
 Saccidium 410.  
 Sadebaum 180, f. auch Juniperus.  
 Safran 399; S. Tod 518.  
 Sagina 148 424.  
 Sagittaria 317 387.  
 Salicaceen 311 341 372 388 413 423.  
 Salicornia 143 443.  
 Salicylsäure 12.  
 Salix 199 200 259 311 341 372 388  
 410 413 423 442 456 482, f. auch  
 Weide.  
 Salsola 146.  
 Salvia 79 149 158 268 353 433.

- Sambucus* 214 354 398 417 434 517,  
 f. auch Hollunder.  
*Samenbeize* 10.  
*Sanguinaria* 342 390.  
*Sanguisorba* 78 172 260 378.  
*Sanicula* 158 316 392 485.  
*Saponaria* 115 124 345 389 413 424.  
*Saprolegnia* 35 40.  
*Saprolegniaceen* 43 44 48.  
*Saprolegnia de Baryi* 91; *S. Schachtii* 91.  
*Sarcina Solani* 21.  
*Sarracenia* 317.  
*Satureja* 158.  
*Sauerampfer* 537, f. auch Rumex.  
*Saussurea* 169.  
*Saxifraga* 39 151 199 345 428 485.  
*Saxifragaceen* 345 428.  
*Scabiosa* 82 116 278 417 434.  
*Schachtelhaln* 536; f. auch Equisetum.  
*Sherardia* 81.  
*Schilfrohr* 321; f. auch Arundio und Phragmites.  
*Schilfroß* 167.  
*Schimmel des Objes* 360; *S.* grauer 506.  
*Schinzia Aschersoniana* 131; *S. Casparyana* 131.  
*Schizanthus* 62.  
*Schizonella* 120.  
*Schizothyrium* 480.  
*Schlauchpilze* 241.  
*Schlupfpflanze* 533.  
*Schmarotzer* 1.  
*Schmierbrand* 117.  
*Schneeball* 276, f. auch Viburnum.  
*Schneeschimmel* 516.  
*Schoberia* 140.  
*Schorf* 325; *S.* der Kartoffelknollen 18 25; *S.* der Runkelrüben 27; *S.* der Zuckerrüben 27.  
*Schoten* 247.  
*Schröteria* 120 121.  
*Schütte* 475.  
*Schwärmeporen* 5 33 52.  
*Schwärze* 291; *S.* der Erbsen 297; *S.* der Hyacinthen 297; *S.* der Orangenrösche 301; *S.* der Runkelrübenblätter 298; *S.* des Getreides 292; *S.* des Rapfes 303.  
*Schwamm* 220; *S.* Bäume 226; *S.* der Tabakspflanze 319.  
*Schwartzelnigkeit der Kartoffeln* 359.  
*Schwarzborn* 259 261 526.  
*Schwarze Beine* 87.  
*Schwarze Fülße* 34.  
*Schwarzfäule der Weinbeeren* 403.  
*Schwarzfäule* 479; *S.* Pilz 435.  
*Schwarzwerden des Kleeß* 456.  
*Schwefel* 12; *S.* Blumen 256; *S.* Kalkum 256; *S.* Calcium 257; *S.* Heber 257.  
*Schwefeln* 255.  
*Scilla* 114 122 139 141 170 422.  
*Scirpus* 113 117 145 413 421 436 474 509.  
*Scirrha* 457.  
*Scleranthus* 80 81 424.  
*Sclerochloa* 420.  
*Scleropyrenomyces* 284.  
*Sclerospora graminicola* 74; *S. Magnusiana* 74.  
*Seckrosten* 488.  
*Seckrostenkrankheit der Carex-Palme* 508; *S.* der Georginen 509; *S.* der Grasblätter 511; *S.* der Heidelbeeren 510; *S.* der Kartoffel 509; *S.* der Preiselbeere 509; *S.* der Reisplanze 512; *S.* der Spelzweibeln 503; *S.* des Hanfes 499; *S.* des Hopfenkleeß 513; *S.* des Kleeß 489; *S.* des Rapfes 493.  
*Sclerotinia* 488.  
*Sclerotinia Aucupariae* 511; *S. baccharum* 510 511; *S. bulborum* 506; *S. Cerasi* 511; *S. ciborioides* 489; *S. Curreyana* 509; *S. Duriaana* 508; *S. Fuckeliana* 501; *S. Galanthi* 508; *S. Kernerii* 508; *S. Libertiana* 490; *S. megalospora* 511; *S. Mespili* 511; *S. Oxycoecii* 510; *S. Rhododendri* 510; *S. scirpicola* 509; *S. Trifoliorum* 489; *S. tuberosa* 508; *S. Urnula* 509; *S. Vaccinii* 509; *S. Vahlana* 509.  
*Sclerotium* 466; *S. anthodiophilum* 506; *S. Balsaminae* 513; *S. Brassicae* 491; *S. Cepae* 504; *S. Clavus* 473; *S. compactum* 490 491; *S. durum* 505; *S. echinatum* 501; *S. Oryzae* 512; *S. rhizodes* 512; *S. roseum* 509; *S. sulcatum* 508; *S. uvae* 502; *S. varium* 491 500; *S. Vitis* 502.  
*Scolecotrichum* 336; *S. bulbigerum* 349; *S. deustum* 350; *S. Fraxini* 352; *S. graminis* 339; *S. Hordei* 339; *S. Iridis* 340; *S. melophthorum* 354; *S. ochraceum* 354; *S. Roumegnerii* 340.  
*Scolopendrium* 208 418.

*Scolymus* 435.  
*Scorzonera* 116 160 263 397.  
*Serofularia* 82 142 353 397.  
*Ectrofurariaceen* 39 260 263 352 383  
 397 416 433.  
*Secale* 419, f. auch Roggen; *S. cornutum* 468.  
*Sedum* 151 207 392 428.  
*Seefießer* 488.  
*Seide* 523.  
*Sellerie* 153, f. auch Apium.  
*Sempervivum* 70 207.  
*Senebiera* 85.  
*Senecio* 75 82 156 157 169 170 193  
 214 260 278 355 397 417 435 493  
 537.  
*Sepedonium* 24.  
*Septocarpus* 44.  
*Septocylindrium dissiliens* 347.  
*Septogloeum* 370; *S. acerinum* 377;  
*S. Ampelopsidis* 377; *S. carthusia-*  
*num* 377; *S. dimorphum* 371; *S.*  
*oxysporum* 371; *S. septorioides* 371.  
*Septonema Vitis* 347.  
*Septoria* 417; *S. acerella* 427; *S.*  
*Aceris* 359; *S. aciculosa* 429;  
*S. Adoxae* 434; *S. Aegopodii* 429;  
*S. aegopodina* 429; *S. Aesculi*  
 427; *S. aesculicola* 427; *S. aescu-*  
*lina* 427; *S. affinis* 420; *S. Agri-*  
*monii Eupatoriae* 429; *S. Alaterni*  
 428; *S. albaniensis* 423; *S. alisma-*  
*tella* 421; *S. Alismatis* 421; *S.*  
*alliicola* 421; *S. Alliorum* 421; *S.*  
*Alni* 422; *S. alnicola* 422; *S. alni-*  
*gena* 422; *S. Althaeae* 426; *S. am-*  
*pelina* 427; *S. Anagallidis* 432;  
*S. anaxaea* 435; *S. Anemones* 424;  
*S. Anthrisci* 429; *S. Anthyllidis*  
 431; *S. Aquilegiae* 425; *S. aquil-*  
*ina* 418; *S. arabidicola* 425; *S.*  
*Arabidis* 425; *S. Aracearum* 421;  
*S. Arabuti* 432; *S. Arethusa* 426;  
*S. Ari* 421; *S. argyrea* 428; *S.*  
*Aristolochiae* 428; *S. Armoraciae*  
 425; *S. Arnicae* 434; *S. Artemisiae*  
 434; *S. Arunci* 430; *S. arundinacea*  
 420; *S. Arundinis* 420; *S. Asari*  
 428; *S. asclepiadea* 432; *S. asco-*  
*chyrella* 428; *S. ascochytoidea* 430;  
*S. Asperulae* 434; *S. Asphodeli*  
 421; *S. asphodelina* 421; *S. Astra-*  
*gali* 431; *S. Atriplicis* 424; *S. Au-*  
*cubae* 429; *S. auranticola* 426; *S.*  
*Avellanae* 422; *S. Avenae* 419; *S.*  
*Badhami* 427; *S. Balsaminae* 427;

*S. bellidicola* 435; *S. Bellidis* 435;  
*S. Bellunensis* 420; *S. Ballyneckii*  
 422; *S. Betae* 424; *S. Betulae* 422;  
*S. betulicola* 422; *S. betulina* 422;  
*S. Berberidis* 425; *S. Berteroae*  
 425; *S. Bidentis* 435; *S. Brachy-*  
*podii* 420; *S. brachyspora* 423; *S.*  
*bractearum* 426; *S. Briosiana* 419;  
*S. Brissaceana* 428; *S. Bromi* 420;  
*S. Brunellae* 433; *S. brunneola* 421;  
*S. Bupleuri* 429; *S. Cajadensis* 425;  
*S. Callae* 421; *S. Calamagrostidis*  
 420; *S. Calycanthi* 436; *S. Calyste-*  
*giae* 432; *S. candida* 423; *S. can-*  
*nabina* 423; *S. Cannabis* 423; *S.*  
*Capparidis* 425; *S. Capreae* 423;  
*S. Cardamines* 425; *S. Carduoculi*  
 435; *S. caricicola* 421; *S. carici-*  
*uella* 421; *S. Castaneae* 423; *S.*  
*castaneaecola* 423; *S. Catalpae* 433;  
*S. cathartica* 427; *S. Cattanei* 426;  
*S. calycina* 424; *S. Centaureae* 435;  
*S. centaureicola* 435; *S. centran-*  
*thicola* 434; *S. Cephalanthi* 434;  
*S. Cephalariae alpinae* 434; *S. Ce-*  
*rasi* 430; *S. cerasina* 430; *S. Ce-*  
*rastii* 424; *S. Ceratoniae* 432; *S.*  
*cercosporoides* 435; *S. cerealis* 419;  
*S. Cericidis* 432; *S. Chamaenerii*  
 428; *S. Cheiranthi* 425; *S. Cheli-*  
*donii* 425; *S. Chenopodii* 424; *S.*  
*cirrhuosa* 427; *S. Cirsii* 435; *S.*  
*Citri* 426; *S. Clematidis* 424; *S.*  
*Cl. Flammulae* 424; *S. Cl. rectae*  
 424; *S. Colchii* 422; *S. Comari* 429;  
*S. compta* 431; *S. consimilis* 435;  
*S. Convallariae* 421; *S. Convolvuli*  
 432; *S. Coriariae* 427; *S. cornicola*  
 429; *S. Corni maris* 429; *S. cory-*  
*lina* 422; *S. Crataegi* 430; *S. Cru-*  
*ciata* 433; *S. Cucurbitacearum* 434;  
*S. Cyclaminis* 432; *S. Cydoniae*  
 430; *S. cydonicola* 430; *S. Cym-*  
*balariae* 433; *S. Cynodontis* 420;  
*S. Cytisi* 431; *S. Daphnes* 425;  
*S. Debauxii* 421; *S. Delphinella*  
 425; *S. Desmazieri* 429; *S. Dian-*  
*thi* 424; *S. dianthicola* 424; *S. Dio-*  
*tamni* 426; *S. didyma* 423; *S.*  
*Diervillae* 434; *S. diervillicola* 434;  
*S. difformis* 432; *S. Digitalis* 433;  
*S. dimera* 424; *S. Dipsaci* 434; *S.*  
*dolichospora* 421; *S. Donacis* 420;  
*S. Doronici* 435; *S. dryina* 422;  
*S. Dulcamarae* 433; *S. Ebuli* 434;  
*S. effusa* 430; *S. Elaeagni* 428; *S.*

elaeospora 432; S. Emeri 431; S. Empetri 427; S. Endiviae 435; S. epicarpi 426; S. Epilobii 426; S. Epipactidis 422; S. equisetaria 418; S. Equiseti 418; S. Eriophori 421; S. eryngicola 428; S. Eryngii 428; S. Erysimi 425; S. Erythronii 422; S. Eupatorii 434; S. Euphorbiae 426; S. Evonymi 426; S. expansa 427; S. Fagi 422; S. Fairmanni 425; S. fulgonum 434; S. Farfarae 434; S. Fautreyana 432; Ficariae 425; S. ficariaecola 425; S. filispora 421; S. Flammulae 424; S. Fragariae 429; S. Frangulae 428; S. Fraxini 432; S. Fuchsiae 428; S. Fockelii 434; S. fulvescens 431; S. Galeopsidis 433; S. Garyae 423; S. Gei 429; S. Geranii 427; S. Gilletiana 423; S. Gladioli 422; S. Globulariae 433; S. glumarum 419; S. gossypina 426; S. gracilis 420; S. graminum 302 419; S. Gratiolae 433; S. Grossulariae 428; S. Grylli 421; S. Hederae 429; S. Helianthi 435; S. Hellebori 425; S. Henriquesii 425; S. Hepaticae 424; S. Heraclii 429; S. Hibisci 426; S. Hippocastani 427; S. Hippophaes 428; S. Holci 420; S. Holoschoeni 421; S. Holmbyi 432; S. Hoyae 432; S. Humuli 423; S. hyalospora 430; S. Hydrangeae 428; S. Hydrocotyles 428; S. hydrophila 421; S. Hyperici 426; S. Jasmini 432; S. incondita 427; S. Inula 435; S. Iridis 422; S. irregularis 426; S. Kalchbrenneri 426; S. Koeleriae 420; S. Laburni 431; S. Lactucae 435; S. Lamii 433; S. lamicola 433; S. Lapparum 435; S. Laurocerasi 430; S. Lavandulae 433; S. leguminum 431; S. Lepidii 425; S. Leucanthemi 435; S. Levistici 429; S. Ligustri 432; S. Limonum 426; S. Linnaeae 434; S. littoralis 420; S. littorea 432; S. Lolii 421; S. Lonicerae 434; S. lupulina 423; S. Luzulae 421; S. Lychnidis 424; S. Lycocoti 425; S. Lycopersici 433; S. Lycopi 433; S. Lysimachiae 432; S. macropoda 420; S. macropora 425; S. maculosa 432; S. Magnoliae 425; S. Mahoniae 425; S. Majanthemi 422; S. Martiana 425; S. media 426; S. Medicaginis 431;

S. Melandrii 424; S. Melicae 420; S. Meliloti 431; S. Melissae 433; S. Melitidis 433; S. menispora 421; S. Menthae 433; S. Menyanthes 432; S. Mercurialis 426; S. Mespili 430; S. microsperma 422; S. microsora 432; S. Mimuli 433; S. minuta 421; S. Mori 359; S. moricola 359; S. Mongeotii 435; S. musiva 423; S. Myrobalanae 431; S. Napelli 425; S. Narcissi 422; S. narvisiana 421; S. nericola 432; S. nigerrima 420; S. nigro-maculans 427; S. niphostoma 425; S. nitidula 428; S. nivalis 424; S. nodorum 419; S. Nolitantere 427; S. obscura 434; S. octospora 418; S. Oenotherae 428; S. oleaginea 432; S. oleandrina 432; S. Orchidearum 422; S. oreophila 425; S. Oreoselini 429; S. Orni 432; S. ornithogalea 422; S. Ornithogalli 422; S. orobicola 431; S. orthospora 426; S. Oryzae 421; S. osteospora 423; S. Oudemansii 429; S. Oxyacanthae 559; S. oxyspora 420; S. Padi 430; S. Paeoniae 425; S. Palmarum 421; S. parasitica 418 425; S. Paradisi 422; S. Passerinii 421; S. Pastinacae 428; S. pastinacina 429; S. Paulowniae 433; S. Penzigi 425; S. Petroselinii 429; S. phacidioides 427; S. Phalaridis 427; S. Phlogis 433; S. Phragmitis 420; S. phyllostictoides 428; S. Phyteumatis 434; S. Phyteumatum 434; S. Pini 418 478; S. Pipulae 423; S. piriicola 430; S. Pirolae 432; S. Pisi 431; S. Pistaciae 426; S. plantaginea 433; S. Plantaginis 433; S. platanifolia 423; S. Podagriae 429 456; S. polygonicola 423; S. Polygonorum 423; S. Populi 423; S. populicola 423; S. Posoniensis 428; S. Potentillarum 378; S. Primulae 432; S. Prismaticarpi 434; S. Pruni 430; S. Pr. Mahaleb 430; S. Pseudoplatani 427; S. Parmicae 434; S. Pteleae 427; S. Pulmonariae 433; S. purpurascens 429; S. pyrolata 432; S. Querceti 422; S. quercicola 422; S. quercina 422; S. Quercus 422; S. quevillensis 430; S. Rannunculacearum 425; S. Rannunculi 425; S. rhamnella 428; S. Rhamni 428; S. Rh. cathar-

- ticae 427; S. rhamnigena 427; S. raphidospora 432; S. Rhapontici 423; S. rhoïna 426; S. Rhôis 426; S. Ribis 428; S. Robiniae 431; S. Rosae 429; S. R. arvensis 429; S. Rosarum 429; S. Rubi 430; S. Rumicis 423; S. Saccardiana 428; S. salicicola 423; S. Salicifoliae 430; S. salicina 423; S. Salicis 423; S. Salliae 427; S. Salviae 433; S. Saubac 432; S. Saponariae 424; S. sarmenticia 422; S. Saxifragae 428; S. scabiosicola 434; S. Schelliana 432; S. Scillae 422; S. Scirpi 421; S. Scirpoidis 421; S. Scleranthi 424; S. Scolopendrii 418; S. Scolymi 435; S. scopariae 431; S. Scorodoniae 433; S. secalis 419; S. Sedi 428; S. semilunaris 429; S. seminalis 427; S. Senecionis 435; S. serpentaria 422; S. Serratulae 435; S. sibirica 428; S. Sicyi 434; S. Sii 429; S. Silenes 424; S. Siliquastri 432; S. silvatica 420; S. silvestris 431; S. silvicola 424; S. Silybi 435; S. Sinarum 424; S. Sisonis 429; S. smillina 426; S. socia 435; S. soja 431; S. Soldanellae 432; S. Sonchi 435; S. Sorbi hybridi 430; S. sparsa 429; S. Spartii 431; S. Spergulae 424; S. Spinaciae 424; S. Stachydis 433; S. Staphyleae 427; S. Stellariae 424; S. Stellariae nemorosae 424; S. stemmatea 432; S. stipata 430; S. stipularis 431; S. succisicola 431; S. Symphoricarpi 434; S. Syringae 432; S. Tami 422; S. Tanacetii 434; S. Telepii 428; S. tenuissima 423; S. Tencrui 433; S. Theae 426; S. Tibia 426; S. Tiliae 425; S. Tini 434; S. Tormentillae 429; S. Trailliana 433; S. Tremulae 423; S. Trientalis 432; S. Tridici 419; S. Trollii 425; S. Tusilaginis 434; S. Ulmariae 430; S. Unedonis 432; S. urens 433; S. Urgineae 422; S. Urticae 423; S. Verbenae 433; S. Veronicae 433; S. veronicicola 433; S. vestita 434; S. Viburni 434; S. Viciae 431; S. Villarsiae 432; S. Vincae 432; S. Vincetoxicii 432; S. Vineae 427; S. Violae 425; S. violicola 423; S. Virgaureae 434; S. Viscariae 424; S. Viticellae 424; S. Weissii 429; S. Westendorpii 424; S. Xanthii 435; S. Xylostei 434; Sept. Zizyphi 428.
- Septosporium Cerasorum 317; S. curvatum 382.
- Cereb.-Frankheit 30.
- Cerradella 517 529, f. auch Ornithopus.
- Serratula 159 169 214 356 435.
- Seseli 153 213.
- Sesleria 168.
- Setaria 74 112 113 386 455.
- Sicyos 434.
- Sida 391.
- Silberpappel 39 230.
- Silens 48 153.
- Silene 80 115 124 141 143 148 157 278 345 374 389 424.
- Silybum 116 435.
- Sinapis 76 85 88 493 537.
- Sison 429.
- Sisymbrium 76 85 342.
- Stum 48 145 213 429.
- Smilax 276 340.
- Smyrnium 156.
- Soja 431.
- Solanaceae 352 383 396 416 433.
- Solanum 62 268 321 352 396 416 433 440 463, f. auch Kartoffel.
- Soldanella 158 432.
- Solidago 139 151 355 408 434.
- Sommerporee 134.
- Sonchus 40 75 154 193 263 356 397 435.
- Sonnenroze 530, f. auch Helianthus.
- Sonnenrotenrot 160.
- Sorbus 182 183 204 259 260 288 313 349 394 408 411 430 439, f. auch Eberesche.
- Sorebianpflanze 521.
- Sorgho oder Sorghum 111 152 310 323 386 398 412 340.
- Sorghum-Brand 111.
- Sorghum, Rotfleckigkeit von 30.
- Soro-sporium 123; S. Aschersonii 116; S. bullatum 125; S. hyalinum 125; S. Junci 125; S. Lolii 125; S. Magnusi 116; S. Saponariae 124; S. Trientalis 126; S. Veronicae 126.
- Spaltflanze 19.
- Sparganium 48 436.
- Spargel 340 505 518, f. auch Asparagus.
- Spargelrost 157.
- Spartium 431.
- Specularia 192 434.
- Speisewiebeln, Rogg der 25; S., Eclerotienkrankheit der 503; S., Verjüngeln der 503.

- Epelz 117.  
 Spergula 78 88 148 424 527.  
 Spermoodia Clavus 473.  
 Spermogonien 134 369 443.  
 Sphacelaria 35.  
 Sphacelia segetum 470 473.  
 Sphaceloma ampelinum 374.  
 Sphaeclothea 126.  
 Sphaerella 349; S. 309; S. Adonisidis 311; S. adusta 313; S. allicina 310; S. Alni 310; S. basicola 309; S. Bellona 313 393; S. Berberidis 311; S. Biberwierensis 312; S. brachytheca 313; S. brassicaecola 311; S. brunnea 310; S. Carlii 311; S. Cerastii 344; S. Ceratoniae 313; S. Ceres 310; S. coffeicola 313; S. comedens 310; S. crassa 311; S. Cruciferarum 311; S. Cytisi sagittalis 313; S. depazeaeformis 311; S. Dryadis 312; S. Epilobii 306 312; S. Equiseti 309; S. erysiphina 310; S. Evonymi 311; S. exitialis 309; S. Filicum 309; S. Fragariae 312; S. gangraena 458; S. genuliflexa 311; S. gossypina 348; S. hartenensis 310; S. hedericola 312; S. Hesperidum 311; S. Hordei 309; S. inflata 311; S. isariphora 310; S. Laureolae 312; S. leptopleura 309; S. Liriodendri 311; S. longissima 309; S. Luzulae 310; S. maculans 311 312; S. macularis 311; S. major 311; S. Mori 359; S. Morieri 313; S. paulula 310; S. phaseolicola 313; S. pinodes 313; S. Pirolae 313; S. Pistaciae 311; S. Platani 311; S. Polygonorum 310; S. polygramma 313; S. Poly-podii 309; S. pomii 313; S. Primulae 313; S. Pteridis 309; S. Pulsatillae 311; S. punctiformis 310; S. recutita 309; S. Ribis 311 428; S. rubella 312; S. Rumicis 343; S. sagedioides 311; S. salicicola 311; S. Schoenoprasii 310; S. sentina 313 430; S. sparsa 311; S. Stellariae 310; S. tabifica 402; S. tingens 310; S. tyrolensis 309; S. ulmifolia 310; S. umbrosa 313; S. Vaccinii 313; S. verna 313; S. Vitis 311; S. vitis 346; S. Vulnerariae 313; S. Winteri 312; S. Zeae 310.  
 Sphaeria alnea 409; S. Arnicae 314; S. cinnabarina 462; S. Clymenia 313; S. Coryli 453; S. Cucurbitula 463; S. culmifraga 301; S. Dryadis 314 S. erythrostoma 448; S. fimbriata 453; S. gangraena 458; S. graminifolia 454; S. herpotricha 306; S. homostegia 458; S. Jurineae 314; S. Lantanae 314; S. Luzulae 455; S. morbosa 288; S. Peridis 483; S. Podagrariae 456; S. praecox 314; S. purpurea 474; S. ramulorum 314; S. recutita 339; S. rhytismoides 314; S. rimosa 457; S. Symphoricarpi 314; S. Tini 314; S. Trifolii 456; S. typhina 459; S. Ulmi 456; S. Vaccinii 289.  
 Sphaeronema 407.  
 Sphaerophragmium 172.  
 Sphaerotheca 259.  
 Sphaerozyga 44.  
 Spicaria Solani 54.  
 Spinacia oder Spinat 128 317 328 398 424.  
 Spinibeltfäden 19.  
 Spiraea 123 172 204 260 264 312 329 349 393 410 415 430 463.  
 Spiraeaceen 264 312 349 393 415 430.  
 Spirillum 19.  
 Spirochaete 19.  
 Spirogyra 13 34 35 41 42 45 46 50 90 91.  
 Spirophora 13.  
 Spongospora 18.  
 Sporangien-Torus 36.  
 Sporangium 33.  
 Sporen 4.  
 Sporenschläuder 241.  
 Sporidesmium 291 318; S. acerinum 318; S. Amygdalearum 318; S. dolichopus 319; S. exitiosum 304; S. exitiosum var. Solani 301; S. helicosporum 280; S. mucosum 319; S. piriforme 301; S. putrefaciens 299; S. septorioides 318; S. Ulmi 318.  
 Spordien 97 133.  
 Sporocyten 13.  
 Sporonema phacidioides 484.  
 Sporenfaltung 326.  
 Stachelbeere 213 259 260 262 345 378 408 428 443, j. auch Rubus.  
 Stachelstachelbaum 233.  
 Stachys 79 151 154 263 353 433.  
 Stagonospora 486.  
 Stainpfähle der Fäulnisanthracen 463.  
 Stanhopea 88.  
 Staphylea 427.

- Staphyleaceen 427.  
 Statice 144.  
 Staubbrand 109.  
 Stechheide 246.  
 Steinbrand 117.  
 Steinbofgehölze, Rost der 153.  
 Steirochaete 328.  
 Stellaria 38 80 115 124 148 206 310 344 345 424.  
 Steophyllum ericoetouon 282.  
 Stenactis 130.  
 Stengelräude der Balsaminen 513.  
 Stengelräude der Kartoffel 359.  
 Stereum 235.  
 Sterigmen 216.  
 Stigmatea 285; S. Fragariae 312; S. Geranii 348 305; S. Rousseiana 465.  
 Stilbum 464.  
 Stipa 112.  
 Streptopus 211 511.  
 Stroma 356 443 454 458.  
 Styranus pallescens 345; S. pusillus 344; S. Veroniceae 353.  
 Succisa 38 116 357 434.  
 Süßkirschen, Blattflechte der 448.  
 Sulfoctatite cuprique 11.  
 Sweetia 158.  
 Symphoricarpos 263 314 454 398 417 434.  
 Symphytum 48 81 130 209 263 353.  
 Synchronium 36.  
 Syncladium Nietneri 282.  
 Syringa 262 351 392 432.  
 Syringa, Flechte der 29.  
 Tabak 268 396 416 530; T., Mofaitkrankheit des 30.  
 Tabakfeglinge, Schwamm der 319.  
 Tacon 399.  
 Tamus 340 387 422.  
 Tanacetum 80 155 160 169 264 434 526.  
 Tanne 70 222 285 440 463 506 508, f. auch Abies.  
 Tannennadelrücken 206.  
 Tannentrindenpilz 411.  
 Tanne, Aufstau der 279.  
 Taphrina 242; T. Alni incanae 243; T. alnitorqua 243; T. alpina 245; T. amentorum 243; T. aurea 245; T. bacteriosperma 245; T. Betulae 244; T. betulina 245; T. bullata 246; T. carnea 245; T. Carpini 246; T. Celtis 245; T. Cerasi 249; T. coerulea 246; T. Crataegi 247; T. deformans 249; T. epiphylla 244; T. Farlowii 249; T. filicina 250; T. flava 245; T. Githaginis 246; T. Insititiae 249; T. Johansoni 246; T. Juglandis 246; T. Kruchii 246; T. lethifera 246; T. lutescens 250; T. minor 250; T. nana 245; T. Ostryae 246; T. polyspora 246; T. populina 245; T. purpurascens 246; T. Potentillae 246; T. Pruni 247; T. rhizophora 245; T. rubro-brunnea 246; T. Sadebecki 244; T. Tormentillae 246; T. Tosquinotii 243; T. turgida 245; T. Ulmi 245; T. Umbelliferarum 246.  
 Taraxacum 34 38 93 155 159 260 263 356.  
 Tauschen 247.  
 Taumelgetreide 295 358.  
 Taumelroggen 295.  
 Taxus 276 371 506.  
 Tegette 298.  
 Telephora 224 235 236.  
 Teliosporen 132.  
 Ternstroemiaceen 390 414 426.  
 Tetragonolobus 141.  
 Tetramyxa 18.  
 Teucrium 149 353 396 433.  
 Thalictrum 123 129 151 169 170 212 213 264 322 389.  
 Thea 520, f. auch Theeftrauch.  
 Thecaphora 123; T. affinis 125; T. aterrimum 125; T. Cirsii 125; T. deformans 125; T. hyalina 125; T. Lathyrj 125; T. oligospora 125; T. Pimpinellae 125; T. Trilli 126; T. Westendorpii 125.  
 Thecospora areolata 204; T. Galii 205; T. Myrtillina 204.  
 Theeftrauch 426 439, f. auch Thea.  
 Thesium 81 158.  
 Thielavia 278.  
 Thlaspi 76 85 119 149 413.  
 Thrinia 356.  
 Thuja 506.  
 Thymelaeaceen 312 378 393 428.  
 Thymus 79 156 158 526.  
 Thysselinum 153.  
 Tilia 261 311 348 378 386 391 425 463, f. auch Linde.  
 Tiliaceen 311 348 378 391 425.  
 Tilletia 117; T. arctica 119; T. bulbata 114; T. Calamagrostis 119; T. calospora 119; T. caries 117; T. controversa 118; T. de Baryana 119;

- T. decipiens* 119; *T. endophylla* 119; *T. Fischeri* 119; *T. Hordei* 118; *T. laevis* 118; *T. Lolii* 118; *T. Milii* 119; *T. Molinae* 118; *T. olida* 119; *T. Oryzae* 119; *T. Rauenhoffii* 119; *T. secalis* 118; *T. separata* 119; *T. Sorghi* 111; *T. sphaerococca* 119; *T. Sphagni* 119; *T. striiformis* 119; *T. Thlaspeos* 119.  
*Tolyposporium* 123; *T. Cocconi* 125.  
*Tomaten* 62 316 329 383 407.  
*Tomaten, Gummojs* der 28.  
*Topinambur* 500.  
*Torjmoos* 119.  
*Tormentilla* 393 429.  
*Torula* 271; *T. Allii* 280; *T. basicola* 278; *T. dissiliens* 347; *T. Epilobii* 281; *T. fructigena* 360; *T. Hippocrepis* 281; *T. pinophila* 279; *T. Plantaginis* 281; *T. Rhododendri* 280.  
*Tournefortia* 187.  
*Tradescantia* 340.  
*Tragopogon* 116 160 326.  
*Trametes* 221; *T. Pini* 225; *T. radiciperda* 221.  
*Trauben, Edeljähle* der 502.  
*Traubenfrucht* 461.  
*Traubenkrankheit* 265.  
*Travelure* 326; *T. des oranges* 29.  
*Trematosphaeria circinans* 515.  
*Tribulus* 81.  
*Trichosphaeria* 285 286.  
*Trichospora* 186.  
*Trientalis* 126 432.  
*Trifolium* 39 79 88 141 143 146 264 350 359 380 394 431 437 493, f. auch *Klee* und *Wittlee*.  
*Trigonella* 141 278.  
*Trillium* 408.  
*Trinia* 158.  
*Triphragmium* 172.  
*Tripleurospermum* 80 130.  
*Triposporium* 276.  
*Triticum* 112 161 169 309 412 420 455 468, f. auch *Weizen*.  
*Trochila* 378.  
*Trockenfähle* der *Kartoffeln* 21.  
*Trockenfähle* der *Zuckerrüben* 399.  
*Trockene Jähle* 54.  
*Trollius* 156 389 413 425.  
*Tropaeaceae* 347 390.  
*Tropaeolum* 208 347 390.  
*Tsuga* 488.  
*Tubercularia persicina* 120; *T. vulgaris* 463.  
*Tubercularia* 126.  
*Tulipa* 114 150 170, f. auch *Tulpe*.  
*Tulpe* 506, f. auch *Tulipa*.  
*Turritis* 85.  
*Tussilago* 120 168 193 195 397 408 434.  
*Tylogonus* 19.  
*Typha* 387 421 436 455.  
*Typhaceae* 387 421.  
*Ulmaceae* 310 388 413.  
*Ulm* 39 245 270 318 456, f. auch *Häfler* und *Ulmus*.  
*Ulmus* 261 262 310 386 388 408 413 437 463, f. auch *Häfler* und *Ulm*.  
*Umbelliferen* 39 264 311 345 392 414 428 505 517.  
*Umbilicus* 170.  
*Umfällen* der *Reimpflanzen* 70 87.  
*Uncinula* 260.  
*Unkrauter* 335.  
*Unterjochweiglajures Ratron* 256.  
*Uredineae* 131.  
*Uredo* 208; *U. acidoides* 209; *U. Agrimoniae* *Eupatoriae* 208; *U. alpestris* 208; *U. Caprearum* 199; *U. carbo* 109; *U. Caryophyllacearum* 208; *U. Circaeae* 198; *U. Empetri* 190; *U. epitea* 199; *U. Fici* 208; *U. flosculosorum* 159; *U. gyrosa* 175; *U. Helioscopiae* 198; *U. Hypericorum* 199; *U. Labiatarum* 158; *U. limbata* 157; *U. linearis* 162; *U. lini* 198; *U. mixta* 199; *U. Mori* 208; *U. Mülleri* 209; *U. Palmarum* 208; *U. Phillyreae* 208; *U. Piroiae* 205; *U. Polypodii* 208; *U. populana* 200; *U. pustulata* 198; *U. Quercus* 208; *U. Rosae* 174; *U. Ruborum* 175; *U. segetum* 109; *U. suaveolens* 154; *U. Symphyti* 209; *U. Tropaeoli* 208; *U. Ulmariae* 172; *U. Vacciniorum* 204; *U. Vialis* 208; *U. Vitellinae* 199; *U. Vitis* 208; *U. Zeae* 151.  
*Uredosporen* 134.  
*Urginea* 422.  
*Urocystis* 121; *U. Agropyri* 122; *U. Alopecuri* 122; *U. Anemones* 123; *U. cepulae* 122; *U. Colchici* 122; *U. Corydalis* 123; *U. Festucae* 122; *U. Filipendulae* 123; *U. Fischeri* 123; *U. Gladioli* 123; *U. Junci* 123; *U. Kmetiana* 123; *U. Leimbachii* 123; *U. Luzulae* 123; *U. magica* 122; *U. occulta* 121; *U. Ornithogali* 122; *U. porphylogodes*



- 123; *U. primulicola* 123; *U. soro-*  
*sporoides* 123; *U. Tritici* 122; *U.*  
*Ulii* 122; *U. Violae* 123.  
*Uromyces* 139; *U. Acetosae* 143; *U.*  
*Aconiti Lygocconi* 141; *U. acutatus*  
140; *U. Aschemillae* 141; *U. allio-*  
*rum* 157; *U. alpinus* 140; *U.*  
*Anthyllidis* 141; *U. apiculatus* 143;  
*U. apiosporus* 146; *U. appendi-*  
*culatus* 144; *U. Aviculariae* 143;  
*U. Behenis* 141; *U. Betae* 142; *U.*  
*Brassicae* 146; *U. Cacaliae* 142; *U.*  
*caryophyllinus* 140; *U. Chenopodii*  
146; *U. cristatus* 140; *U. Croci*  
139; *U. Cunninghamianus* 142; *U.*  
*Cytisi* 141; *U. Dactylidis* 144; *U.*  
*Dianthi* 140; *U. Erythronis* 141;  
*U. excavatus* 140; *U. Ficariae* 139;  
*U. Gageae* 139; *U. Genistae tinc-*  
*toriae* 141; *U. Geranii* 143; *U.*  
*Glycyrrhizae* 141; *U. Hasslinskii*  
142; *U. Hedysari obscuri* 141; *U.*  
*inaequialtus* 143; *U. Junci* 145; *U.*  
*Kalmusii* 146; *U. lapponicus* 142;  
*U. lineolatus* 145; *U. Limonii* 144;  
*U. Lupini* 141; *U. maritimae* 145;  
*U. Medicaginis falcatae* 146; *U.*  
*minor* 141; *U. Ononidis* 141; *U.*  
*Ornithogali* 139; *U. Oxytropidis* 141;  
*U. pallidus* 139; *U. Pepperianus*  
146; *U. Phaseolorum* 144; *U.*  
*Phyteumatum* 142; *U. pisi* 145  
*Poa* 145; *U. Polygoni* 143; *U.*  
*Primulae integrifoliae* 142; *U. Pru-*  
*nellae* 144; *U. punctatus* 141; *U.*  
*Rumicis* 140; *U. Salicorniae* 143;  
*U. Salsolae* 146; *U. Scillarum* 139;  
*U. Scrophulariae* 142; *U. scutel-*  
*latus* 140; *U. Silenes* 143; *U.*  
*sinensis* 146; *U. Solidaginis* 139;  
*U. sparsus* 140; *U. striatus* 141  
146; *U. Terebinthi* 140; *U. Trifolii*  
143; *U. Trigonellae* 141; *U. tuber-*  
*culatus* 140; *U. Valerianae* 144;  
*U. Veratri* 140; *U. Verbasci* 142;  
*U. verruculosus* 140; *U. viciae*  
*fabae* 144.  
*Uromycopsis* 141.  
*Urophlyctis* 47 48.  
*Uropyxis* 171.  
*Urtica* 78 169 264 341 388 423.  
*Urticaceae* 264 341 388 413 423.  
*Urtica* 521.  
*Ustilagineae* 94.  
*Ustilago* 109; *U. anomala* 114; *U.*  
*antherarum* 115; *U. Avenae* 110;  
*U. axicola* 117; *U. Betonicae* 116  
*U. Bistortarum* 114; *U. bromivora*  
112; *U. Candollei* 126; *U. Carbo*  
109; *U. Cardui* 116; *U. Crameri*  
112; *U. cruenta* 111; *U. destruens*  
110; *U. Digitaliae* 111; *U. Duriae-*  
*ana* 115; *U. echinata* 113; *U. Fi-*  
*cum* 114; *U. Fischeri* 111; *U. Fusii*  
116; *U. Göppertiana* 115; *U. gram-*  
*mica* 113; *U. grandis* 112; *U. Heuf-*  
*leri* 114; *U. Holostei* 115; *U. Hordei*  
110; *U. hypodytes* 112; *U. Jensenii*  
110; *U. intermedia* 116; *U. Ischaemi*  
112; *U. Junci* 117; *U. Kolaczekii*  
113; *U. Kühniana* 115; *U. lineata*  
113; *U. longissima* 113; *U. Luzulae*  
113; *U. Magnusii* 116; *U. major*  
115; *U. marginalis* 115; *U. maydis*  
110; *U. Montagnei* 113; *U. neglecta*  
112; *U. Notarisii* 113; *U. olivacea*  
113; *U. Ornithogali* 114; *U. Os-*  
*mundae* 116; *U. pallida* 111; *U.*  
*Panicci glaucae* 112; *U. Panicci mili-*  
*acei* 110; *U. Parlatorii* 115; *U.*  
*Passerinii* 113; *U. Penniseti* 112;  
*U. perennans* 110; *U. Phoenicis*  
114; *U. Pinguiculae* 115; *U. plum-*  
*bea* 114; *U. Rabenhorstiana* 111;  
*U. receptaculorum* 116; *U. Reiliana*  
111; *U. Sacchari* 111; *U. Scabiosae*  
116; *U. secalis* 118; *U. segetum*  
109; *U. Setariae* 112; *U. sitophila*  
117; *U. subinclusa* 113; *U. Succisae*  
116; *U. Treubii* 126; *U. trichophora*  
112; *U. Tritici* 110; *U. Tulasnei*  
111; *U. typhoides* 112; *U. umbrina*  
114; *U. Urbani* 74; *U. urceolorum*  
113; *U. utriculosa* 114; *U. Vaillantii*  
114; *U. vinosa* 115; *U. violacea*  
115; *U. virens* 113; *U. Warminghi*  
115.  
*Uvaria* 387.  
*Vaccinium* 204 206 217 259 263 282  
289 313 351 383 432 457 510 511.  
*Valeriana* 144 156 264 355.  
*Valerianaceae* 264 355 434.  
*Valerianella* 79 268.  
*Vampyrella* 13.  
*Vampyrelleae* 13.  
*Vampyrellidium* 13.  
*Vanilla* 371.  
*Vaucheria* 34 45 90.  
*Veidghroft* 157.  
*Venturia* 284 305.  
*Veratrum* 140 152 340 371 456.  
*Verbascum* 82 142 263 353 397 416.

- Verbena 268 396 433.  
 Verbenaceae 396 433.  
 Vernicularia 408.  
 Veronica 40 79 120 121 126 149  
 260 278 352 353 383 433.  
 Wurzelschimmel der Speiszwiebeln 503.  
 Vert-de-gris 466.  
 Verticilliosis 466.  
 Verticillium 464 466.  
 Vibrio 19.  
 Vibriscea 513.  
 Viburnum 262 314 354 383 398 417  
 434 440 443, f. auch Schneeball.  
 Vicia 25 144 145 264 350 394 415  
 431, f. auch Wicke.  
 Villarsia 432.  
 Vinca 79 154 352 432.  
 Vingerzickle 15.  
 Viola 40 78 123 150 157 208 268  
 243 374 390 414 425 493.  
 Violaceae 39 313 374 390 414 425.  
 Viscaria 424.  
 Viscum 531.  
 Vitaceae 311 346 374 391 414 427.  
 Vitis 261 264 329 347 377 438 456,  
 f. auch Weinstod.  
 Volutella Buxi 465.  
 Volvox 14.  
 Vossia Molinae 118.  
 Wachholder 182 222 286; f. auch Ju-  
 niperus.  
 Wachholder-Rigenjohr 478.  
 Walnußbaum 392 453 406 411; f.  
 auch Juglans und Nußbaum.  
 Wurzelschwamm 234.  
 Weberfarbe 529, f. auch Dipsacus.  
 Weide 230 231 261 270 526 527, f.  
 auch Salix.  
 Weidenrost 199.  
 Weidenchwamm 231.  
 Weigelia 354 398 417.  
 Weinbeeren, Schwarzsäule der 403.  
 Weinrebenrost 208.  
 Weinstod 219 320 321 322 346 357  
 362 369 391 405 406 414 417 427  
 437 441 443 501 514 526 527, f.  
 auch Vitis.  
 Weinstock, Blattfallkrankheit des 71;  
 W., Weistau des 265; W., Wurz-  
 pilz des 363; W., Wurzelschimmel  
 des 363.  
 Weintrauben, Bakterienkrankheit der  
 23.  
 Weibuche 231, f. auch Carpinus und  
 Hainbuche.  
 Weißdorn 259, f. auch Crataegus.  
 Weißdornrost 182.  
 Weißer Rost 84.  
 Weißsäule 230 231 234.  
 Weißsäule der Weiß- 228.  
 Weißfleck 241 517.  
 Weißpfeifiges Holz 236.  
 Weißtanne 215 225, f. auch Abies  
 und Tanne.  
 Weißtanne, Herenbesen der 209; W.,  
 Krebs der 209; W., Rigenjohr der  
 478; W., Weißsäule der 228.  
 Weizen 109 117 122 161 164 306  
 308 309 358 398 419 468, f. auch  
 Triticum.  
 Weizenblattpilz 302.  
 Weizenhalmtöter 306.  
 Weizenkörner, rotenrote 28.  
 Weizenmehltau 264.  
 Weymouthsfiefer 186 222 233.  
 White-rot 438.  
 Wicke 80 526 527, f. auch Vicia.  
 Wickenrost 14.  
 Wimperfäden 5.  
 Winterporen 133.  
 Wirt 1.  
 Wirtsweddel 135.  
 Wistaria 395.  
 Woronia 40.  
 Wurzelbräune der Lupinen 278.  
 Wurzelbrand 34 87.  
 Wurzelbrand der Rüben 88; W. der  
 Zuckerrüben 399.  
 Wurzelpilz des Weinstocks 363.  
 Wurzelschimmel des Weinstocks 363.  
 Wurzeltöter 514.  
 Xanthium 263 435.  
 Xenodochus carbonarius 173.  
 Xyloma betulinum 456; X. Bistortae  
 484; X. rubrum 445.  
 Yucca 340 437.  
 Zanthoryllaceae 347 392 427.  
 Zea 88, f. auch Mais.  
 Zellenfäule der Kartoffel 53.  
 Zinnia 501.  
 Zitterpappel 326, f. auch Populus.  
 Zizania 113.  
 Zizyphus 428.  
 Zoocyfte 12.  
 Zoosporen 5 12 33.  
 Zoosporiparae 71.  
 Zuckerrohr 30 340, f. auch Saccharum.  
 Zuckerrübe 77 344 517; f. auch Beta.

- |   |   |
|---|---|
| <p>Bucherräben, Herzförmig der 399; B.,<br/>         Rost der 142; B., Schorf der 27;<br/>         B., Trockenfäule der 399; B., Wurzel-<br/>         brand der 399.<br/>         Zunderfäule 332.<br/>         Zweigbrand <sup>G. B.</sup></p> | <p>Zwetschen 349 362 440, f. auch Prunus.<br/>         Zwiebelbrand 122.<br/>         Zwiebelrost 157.<br/>         Zygnuma 34 42 44.<br/>         Zygnumaceen 14.<br/>         Zygodermis 321.</p> |
|---|---|















